Anatomisch-physiologische Untersuchungen an Blütennektarien

Inaugural-Dissertation

zur Erlangung der Doktorwürde der Hohen
Philosophischen Fakultät der Universität Rostock

vorgelegt von

Fritz Radtke
aus Stargard i. Pom.

Verlagsbuchhandlung Julius Springer in Berlin
1926

Referent: Professor H. von Guttenberg

R. UNIV.
BIBLIOTHEEK
LEIDEN

Einleitung.

Die Nektar abscheidenden Organe der Pflanzen sind vielfach Gegenstand näherer Untersuchung gewesen, nicht nur anatomisch, auch physiologisch hat man sich schon seit längerer Zeit mit ihnen befaßt. Die anatomischen Untersuchungen sind sehr eingehend betrieben worden, dennoch finden sich in der Literatur verschiedene Widersprüche, auch sind wenig nähere Angaben über die einzelnen Inhaltsstoffe der Nectariumzellen vorhanden. Dieser Umstand sowie die Tatsache, daß die Theorie, die WILSON (1) auf Grund verschiedener Versuche über die Art der Nektarabsonderung aufgestellt hat, wohl verschiedentlich angezweifelt, aber noch nicht experimentell widerlegt worden ist, haben mich zu neuen Untersuchungen und Versuchen veranlaßt, deren Ergebnisse im folgenden dargelegt werden sollen.

Die Arbeit wurde in den Jahren 1924 und 25 im Botanischen Institut der Universität Rostock auf Anregung und unter Leitung Prof. Dr. H. v. GUTTENBERG ausgeführt, dem ich für die vielfache Unterstützung und Förderung meiner Studien auch an dieser Stelle meinen verbindlichsten Dank ausspreche.

Man teilt die Nectarien je nach dem Ort ihres Auftretens in florale und extraflorale ein. Meine Untersuchungen beziehen sich im allgemeinen auf florale Nectarien. Zu diesen gehören auch die sogenannten Septalnectarien, die meist an nicht verwachsenen Stellen der Fruchtblätter auftreten und hier Kanäle oder Spalten auskleiden. Auch diese blieben bei meinen Untersuuchngen unberücksichtigt. Dagegen habe ich die Nectarien von *Euphorbia splendens*, die wegen ihrer Inhaltsstoffe und der Secretionsart sehr interessant sind und sich auch zu Experimenten eignen, mit aufgenommen, obwohl sie zu den extrafloralen Nectarien zählen.

Eine Zusammenstellung der älteren Literatur, die sich auf den Bau und die Bedeutung der Blütennectarien bezieht, an dieser Stelle zu bringen, erübrigt sich, da sich am Eingang der Arbeit von Behrens (2) über die Blütennectarien eine bis zum Jahre 1878 reichende Zusammenstellung findet. Alle später hierüber erschienenen Abhandlungen werden im Laufe der Arbeit noch erwähnt werden.

Zur Untersuchung kamen:

1. Onagraceae. a) *Fuchsia gracilis* Lindl.
2. Rosaceae. a) *Prunus laurocerasus* L. b) *Prunus cerasus* L.
3. Saxifragaceae. a) *Ribes rubrum* L.
4. Solanaceae. a) *Atropa belladonna* L. b) *Scopolia orientalis* Dun.
5. Rutaceae. a) *Dictamnus albus* L.
6. Violaceae. a) *Viola tricolor* L.
7. Scrophulariaceae. a) *Lathraea squamaria* L.
8. Liliaceae. a) *Fritillaria imperialis* L. b) *Lilium Martagon* L. c) *Lilium Thunbergianum* Schult.
9. Ranunculaceae. a) *Ranunculus Ficaria* L. b) *Eranthis hiemalis* Salsb. c) *Helleborus odorus* Waldst.
10. Euphorbiaceae. a) *Euphorbia splendens* Boj. b) *Euphorbia cyparissias* L.
11. Fumariaceae. a) *Corydalis cava* Schweigg. u. Koert.
12. Amaryllidaceae. a) *Galanthus nivalis* L.

Die Untersuchungen wurden zum größten Teil mit frischem Material an Freihandschnitten gemacht, doch wurden auch Mikrotomschnitte herangezogen. Die Blüten sind zu diesem Zweck mit Sublimat-Eisessig nach Kaiser fixiert und über Xylol in Paraffin eingebettet worden.

Anatomischer Teil.

Fuchsia gracilis Lindl.

Die Nectarien treten bei dieser Pflanze am Grunde der Blütenröhre innenseitig auf. Sie bestehen aus kleinen unter sich verwachsenen fleischigen Polstern. Die Blütenröhre war bei der von mir untersuchten Art in der Mitte etwas bauchig aufgetrieben, am Ende wieder mehr zusammengezogen und enthielt zahlreiche nach abwärts gerichtete Haare. Bei Tätigkeit der Nectarien war sie fast ganz mit Nektar gefüllt, dessen Ausfließen aus der hängenden Blüte durch die eben erwähnten Haare verhindert wird. Am radialen Längsschnitt durch ein Nektarpolster wird das eigentliche Saftgewebe gleich an seiner Kleinzelligkeit und seinem Plasmareichtum erkennbar; es ist ungefähr sechs Zellagen tief und grünlich gefärbt, während weiter nach innen die Zellen größer werden und einen fast wasserhellen Inhalt haben (Abb. 1).

Bis dicht unter das Nektargewebe reichen die Gefäßbündelenden

(Abb. 1), die hier senkrecht zur Oberfläche des Nectariums verlaufen und schließlich nur mehr aus langgestreckten leitparenchymatischen Elementen bestehen. Das Saftgewebe wird von einer großzelligen Epidermis überzogen, die sehr saftreich ist und einen schwachen Plasmawandbelag mit Kern aufweist. Die Kerne des Saftgewebes, das reichlich mit kleinen Intercellularen versehen ist, sind sehr groß, meist nicht rund, sondern langgestreckt und haben dann häufig zwei deutliche Nucleolen. Auf Zusatz von Chlorzinkjod sieht man die Epidermis mit einer sich braun färbenden ziemlich starken Cuticula überzogen, während das Saftgewebe eine gelbbraune Farbe angenommen hat. Schon bei schwacher Vergrößerung ist dann bisweilen eine blauschwarze Färbung in zwei benachbarten Epidermiszellen wahrzunehmen. Bei stärkerer Vergrößerung erkennt man, daß es sich um mit Stärke erfüllte Stomata, also um Saftspalten handelt, deren Spalten parallel zur Blütenachse orientiert sind. Dahinter findet sich immer ein großer Saftraum. Die Spalten sind in reichlicher Zahl vorhanden, und zwar hauptsächlich an dem oberen gewölbten Teil des Polsters.

Zum näheren Studium der Kerne wurden die Mikrotomschnitte des mit Sublimat-Eisessig nach Kaiser fixierten Materials verschiedenen Färbungen unterworfen. Am günstigsten erwies sich die Methylblau-Eosinfärbung nach Mann, die dann auch bei den übrigen Objekten bevorzugt wurde. In den Epidermiszellen und den darunter liegenden zwei bis drei Zellagen haben die Kerne einen besonders deutlich sich abhebenden Nucleolus und ein reicheres, kleinermaschiges Kerngerüst als die der tiefer liegenden Zellen. Vielfach findet man stark gelappte Kerne (Abb. 2, 3, 4, 5), was auf ihre rege Tätigkeit im Drüsengewebe hinweist.

Von irgendwelchen Inhaltskörpern im Saftgewebe und im Gewebe darunter außer einigen Raphidenbündeln ist nichts wahrzunehmen. Stärke tritt nur am Rande des Blütenbechers, und zwar an den Gefäßbündeln, die dort hinaufführen, auf. Es ist also anzunehmen, daß der Nektar in ziemlich fertiger Form aus anderen entlegeneren Teilen der Pflanze durch den reichen Gefäßbündelapparat dem Saftgewebe zugeführt wird.

Das Nectarium der *Fuchsia*-Blüte ist von Schönichen (3) bereits anatomisch untersucht und kurz beschrieben worden. Doch hat er, obwohl er mit Chlorzinkjod Reaktionen gemacht hat, sowohl Cuticula als auch die Saftspalten übersehen. Es findet also bei *Fuchsia*, wie auch bei *Oenonthera Lamarkiana*, die von Stadler (4) eingehend behandelt ist, die Secretion durch Saftspalten statt, eine Bestätigung der Annahme, daß meist die Nectarien der Pflanzen, die zu einer Familie gehören, ähnlichen Bau haben und die Art und Weise ihrer Secretion die gleiche ist.

Prunus laurocerasus L.

Hier kleidet das Nectarium den gewölbten Blütenbecher aus. Das Saftgewebe besteht aus drei bis vier Zellagen, die sehr zartwandig und reichlich mit Intercellularen versehen sind. Es wird von einer einschichtigen Epidermis überzogen, auf der man mit Sudanglycerin eine stark rot gefärbte Cuticula erkennt, die viele leistenförmige Verdickungen aufweist (Abb. 6). Außen wird der Blütenbecher von einer dickwandigen Epidermis mit einer starken Cuticula umkleidet.

In dem lockeren Parenchym des Blütenbechers liegen vereinzelte Zellen oder Zellreihen, die im Plasma, besonders im Wandbelag zahlreiche Bläschen zeigen, die sich vielfach zu traubenähnlichen Inhaltskörpern zusammenschließen (Abb. 7 und 8). Mit Chlorzinkjod färben sich diese Gebilde braun, mit Methylgrünessigsäure gelbgrün und mit Methylenblau dunkelblau. Durch Chloroform, Äther, Alkohol, ebenso durch 30proz. Essigsäure und 10proz. Kalilauge werden sie nicht verändert, dagegen verschwinden sie auf Zusatz von Eau de Javelle. Mit Millons Reagens und Eisenchlorid geben sie keine Farbreaktion.

In der Innenepidermis finden sich ähnliche Gebilde, die jedoch kleiner sind und inmitten der Zellen liegen, wobei sie vom Plasma vollständig eingeschlossen werden (Abb. 6). Sie zeigen dieselben Reaktionen, doch wird Methylgrünessigsäure schwerer gespeichert und durch Methylenblau eine blaugrüne Färbung erzielt.

Der Zellinhalt des Saftgewebes bleibt auf Zusatz von Methylgrünessigsäure farblos, durch Chlorzinkjod wird er hellbraun gefärbt. Hierbei treten in der Nähe der Zellkerne stark lichtbrechende Körper von derselben Größe wie diese hervor, die auch auf Zusatz von Chloroform, Äther und Alkohol sichtbar werden, dagegen an Schnitten in Wasser nicht bemerkbar sind (Abb. 6). Diese lichtbrechenden Körper werden in Methylblau-Eosin rot gefärbt.

Außer den erwähnten Inhaltsstoffen findet sich noch Stärke im Parenchym des Blütenbechers und zwar hauptsächlich in der Nähe der Zellen mit den traubenförmigen Gebilden und außerdem am Grunde kleiner Gruben in der Epidermis. Es handelt sich hier wieder um Saftspalten, die Stärke führen (Abb. 6). Die Grube wird von fünf etwas eingesenkten Epidermiszellen gebildet, die die Stomata umgeben.

In der Fruchtknotenwandung färbt sich der etwas stärker lichtbrechende Inhalt der dritten bis fünften Zellage mit Methylgrünessigsäure grün und mit Methylenblau dunkelblau. Am basalen Teil des Fruchtknotens sieht der Inhalt dieser Zellen grobkörnig-tropfenförmig aus, ähnlich den Zellen im Blütenbecherparenchym. Weiter nach oben kleidet eine vollkommen homogene Masse, in der viele kleine und größere kugelförmige Vacuolen vorhanden sind, diese Zellreihen aus, so daß sie ein wabenförmiges Aussehen bekommen.

Am Grunde des Blütenbechers entspringen sehr viele lange, einzellige Haare, die aus je einer Epidermiszelle hervorgegangen sind. Der dichte Wandbelag dieser Haare wird mit Methylgrünessigsäure homogen grün gefärbt, auch die am Grunde liegenden Tröpfchen nehmen grüne Farbe an. Es ist bei dem reichlichen Vorhandensein von Saftspalten nicht anzunehmen, daß die Haare irgendwie an der Secretion beteiligt sind, zumal sie mit einer Cuticula vollständig bedeckt sind, die auch bei stärkster Vergrößerung nirgends Poren erkennen läßt. Sie dienen wohl lediglich nur zum Festhalten des Nektars.

Prunus cerasus L.

Bei diesem Objekt liegen fast die gleichen Verhältnisse wie beim vorigen vor. Das Saftgewebe besteht aus vier Zellreihen, die von einer dickwandigen Epidermis bedeckt sind, auf der sich eine starke leistenförmig verdickte Cuticula vorfindet. Es treten wieder grubige Einsenkungen in der Epidermis auf, die am Grunde eine Saftspalte enthalten. Eine Verschleimung, wie sie Schönichen (5) an den Außenwänden der Epidermis beobachtet zu haben meint, ist mir nicht aufgefallen. Die Secretion geht also auch hier sicherlich durch die Saftspalten vor sich.

Ribes rubrum L.

Wie bei *Prunus laurocerasus* bildet das Nektargewebe die obersten Schichten des gewölbten Blütenbechers. Ein Längsschnitt durch diesen läßt darüber eine starke Epidermis, die Anthocyan enthält, erkennen. Jede Epidermiszelle hat eine kleine papillöse Ausstülpung. Auf das Nektargewebe, das hier aus zwei bis drei Reihen kleiner sehr plasmareicher Zellen besteht, folgen nach innen zu immer größer werdende plasmaarme Zellen. Außen ist der Blütenbecher mit einer starkwandigen Epidermis umgeben, unter ihr liegt eine Zellage mit einem am Mikrotomschnitt gleichmäßig gelb aussehenden feinkörnigen Inhalt. Auch im Innern des Blütenbechers findet man Zellen desselben Inhaltes.

Bei Färbung mit Sudanglycerin zeigt sich auf der Epidermis des Saftgewebes eine Cuticula, die auch auf den Papillen in gleicher Stärke vorhanden ist.

An Mikrotomschnitten erkennt man in den Zellen der Innenepidermis einen stark lichtbrechenden Wandbelag, in dem bisweilen noch ein Kernrest eingeschlossen ist. Dieser Wandbelag speichert reichlich Methylgrün, durch Chlorzinkjod wird er gelbbraun und durch Methylenblau dunkelgrün gefärbt. Auf Zusatz von Eau de Javelle hebt er sich ab und schrumpft zusammen, bei längerer Einwirkung wird er vollkommen gelöst. Bei Behandlung mit Methylblau-Eosin tritt gelbe Färbung ein, während der Kernrest sich gelbrot abhebt. Sowohl bei dieser Färbung als auch bei Behandlung mit Methylenblau fallen in der Epidermis

Stomata auf, deren Zellen ganz mit Plasma erfüllt sind und die von etwas vorstehenden Zellen schützend umgeben werden (Abb. 9).

Das Saftgewebe hat meist regelmäßig runde Kerne. Bei Färbung mit Methylblau-Eosin sieht man in ihnen einen roten Nucleolus und ein sehr dichtes blaues Gerüst. In der Nähe oder direkt an den Zellkernen finden sich kleine gelbrote lichtbrechende Tröpfchen, ähnlich denen bei *Prunus laurocerasus*.

Die bereits oben erwähnte Zellschicht unter der Außenepidermis und die einzelnen Zellen im Gewebe des Blütenbechers mit dem gleichen feinkörnigen Inhaltsstoff speichern Methylgrün, Methylenblau färbt sie blaugrün und Chlorzinkjod gelbbraun. Durch Eau de Javelle wird ihr Inhalt vollständig herausgelöst. Mit Millons Reagens wird im ganzen Gewebe keine Veränderung hervorgerufen.

Aus dem kurzen Bericht von Hanstein (6) über die Arbeit von Jürgens über Nectarien entnimmt man, daß diesem das Vorhandensein von Saftspalten bei *Ribes* vollkommen entgangen ist und er sich infolgedessen zu einer irrigen Ansicht über die Secretion bei diesem Objekt hat verleiten lassen. Er gibt an, daß die glatte Oberhaut der absondernden Fruchtknotendecke im Blütengrunde von *Ribes* von einer Cuticula bedeckt ist, die beim Austritt des Nektars, dem sie Widerstand leistet, in ähnlicher Weise gesprengt und zerrissen wird, wie dies auf den Harz und Gummi aussondernden Zellen der Laubknospen gewöhnlich geschieht. Da es mir nun gelungen ist, bei *Ribes* reichlich Saftspalten zu finden, ist auch hier wohl die Frage der Secretionsart geklärt.

Atropa Belladonna L.

Das Nectarium umgibt als ringförmiger Wulst die Basis des oberständigen Fruchtknotens. Die Zellen des Wulstes sind sehr zartwandig und kleiner als die des Fruchtknotengewebes. Die scharfe Abgrenzung des Nektargewebes, die man sonst allgemein bei den Nectarien findet, trifft man hier nicht an. Es geht das Saftgewebe allmählich in das darunter liegende Gewebe über. Die Epidermis des Wulstes wird von einer ziemlich starken Cuticula überzogen, die aber bedeutend schwächer ist als die Cuticula des Fruchtknotens. Im Parenchym des Fruchtknotens findet sich sehr reichlich Stärke. Am Grunde des Wulstes oder oben, wo das Gewebe des Fruchtknotens beginnt, finden sich stärkeführende Stomata mit einem großen dahinter liegenden Hohlraum.

Die sehr saftreichen Zellen des Nektargewebes, das mit kleinen Intercellularen versehen ist, nehmen mit Chlorzinkjod eine gelbbraune Farbe an. An Mikrotomschnitten sieht man besonders in der Epidermis, aber auch teilweise in den tiefer liegenden Zellen stark lichtbrechende Inhaltskörper von verschiedener Gestalt. Sie haben die Form großer und kleiner Bläschen oder erscheinen ringförmig, auch geschrumpft (Abb. 10).

Angestellte Reaktionen ergaben folgendes: Chlorzinkjod ruft eine Braunfärbung hervor. Methylgrünessigsäure wird nicht aufgenommen, wogegen Methylenblau von den Bläschen reichlich gespeichert wird, und zwar nehmen sie eine grüne Farbe an, da sie von Natur schon gelb sind, während die geschrumpften Gebilde ihre ursprüngliche Farbe behalten. Außerdem fallen bei dieser Färbung im Plasma noch kleine körnige Bestandteile auf, die sich blau gefärbt haben (Abb. 10 *a*). Glycerin, verdünnte Salzsäure und 30proz. Essigsäure rufen keine Veränderung der Inhaltskörper hervor. In 10proz. Kalilauge beginnen die Bläschen, zumal die größeren, stark zu quellen. Nach längerer Einwirkung scheint der Inhalt herausgelöst und nur eine ziemlich dickwandige Blase übrig zu sein. Auf Zusatz von Eau de Javelle wird das Plasma des Saftgewebes sofort zerstört, während die Bläschen zunächst standhalten, sie werden aber bedeutend stärker lichtbrechend und verschwinden dann auch nach längerer Einwirkung.

Mit Methylblau-Eosin färbt sich die Grundsubstanz der Zellkerne im Saftgewebe blau, der Nucleolus und die hier sehr deutlich hervortretenden Prochromosomen rot. Die Kerne der Stomata nehmen dieselbe Färbung an, dagegen sind die Kerne der übrigen Epidermiszellen homogen rot gefärbt mit einzelnen kleinen dunkleren Punkten. Der Plasmawandbelag der Epidermis ist ebenfalls homogen rot gefärbt, doch etwas heller als die bläschenförmigen Inhaltskörper, die die verschiedenen Färbungen von Hellrot bis beinahe Dunkelrot angenommen haben. Die ringförmigen und auch die geschrumpften Gebilde werden ebenfalls rot, dagegen sind die schon erwähnten kleinen körnigen Plasmabestandteile hier blau gefärbt.

Scopolia orientalis Dun.

Hier sind die Verhältnisse ähnlich wie bei *Atropa belladonna*, nur mit dem Unterschied, daß das Nektargewebe die äußersten Zellreihen des unten bauchig erweiterten Fruchtknotens bildet. Mit Chlorzinkjod erkennt man auf der starkwandigen Epidermis des Fruchtknotens eine ziemlich dicke Cuticula, die, wo das Nektargewebe beginnt, an Dicke nachläßt. Man sieht auch hier wieder die mit Stärke erfüllten Stomata, die in der Epidermis des sonstigen Fruchtknotengewebes, das reichlich mit Stärke versehen ist, nicht vorkommen. Es treten dieselben lichtbrechenden Inhaltskörper wie bei *Atropa belladonna* auf, und sie verhalten sich den Reagenzien gegenüber vollkommen gleich.

Dictamnus albus L.

Das Nectarium kleidet ringförmig die Einschnürung zwischen dem Fruchtknoten und dem Blütenboden aus. An einem Längsschnitt ist es gleich an seiner Kleinzelligkeit zu erkennen und hebt sich auch ziemlich deutlich von dem umliegenden Gewebe ab. Die Epidermiszellen sind größer

als die Saftgewebezellen und haben auch eine etwas verdickte Außenwand (Abb. 11), die mit einer Cuticula überzogen ist. Bei stärkerer Vergrößerung findet man dann auch Saftspalten in der Epidermis, die eingesenkt und mit einem großen Saftraum versehen sind (Abb. 11). Mit Chlorzinkjod fallen sie noch deutlicher durch ihren Stärkegehalt auf. Auf einem 6 μ dicken Mikrotomschnitt findet man durchschnittlich ein bis zwei solcher Spalten, sie sind also in ziemlich großer Anzahl vorhanden. An Mikrotomschnitten erscheinen die Zellen des Saftgewebes nicht sehr plasmareich, was auf einen großen Saftgehalt des Nectariums zurückzuführen ist.

Auf Zusatz von Jodjodkali bemerkt man im Gefäßbündelparenchym unter dem Saftgewebe reichlich Stärke, die beim Altern der Blüten schwindet. Da im Nektargewebe selbst keine besonderen Inhaltsstoffe wahrzunehmen sind, die als Aufbaustoffe für den Nektar dienen könnten, muß man wohl die Stärke im Gefäßbündelparenchym als solche ansprechen. Die Differenzierung der Zellkerne mit Methylblau-Eosin gelingt sehr schwer. Sie haben einen großen Nucleolus mit einem deutlichen Hof. Sonst ist das ganze Gewebe dem der *Fuchsia* sehr ähnlich, es hat auch wie dieses reichlich Intercellularen aufzuweisen.

Viola tricolor L.

Hier werden die Nectarien an Fortsätzen der beiden vorderen Staubblätter gebildet, die als mattgrüne an der Spitze dunkler werdende aneinanderliegende Gebilde in den Blütensporn hineinragen. Ein Längsschnitt läßt deutlich an der Spitze dieses Anhängsels kleinzelliges drüsiges Gewebe erkennen. Jede Epidermiszelle ist nach außen stark ausgebuchtet. Der ganze Nektarsporn wird von einer besonders an der Spitze welligen Cuticula überzogen. Bei stärkerer Vergrößerung findet man an der Spitze dieses Spornes Saftspalten, die die Absonderung ermöglichen, denn die Cuticula ist so stark, daß ein Durchtritt des Nektars durch sie nicht möglich erscheint, auch hat sie keinerlei Kanäle oder Poren aufzuweisen. In der Mitte des Spornes zieht sich ein großer Gefäßbündelstrang hin.

Auf Zusatz von Glycerin oder Alkohol erkennt man an Freihandschnitten besonders an der Spitze sich vorfindende stark lichtbrechende Bläschen von Zellkerngröße, die aber nur an jungen Blüten wahrzunehmen sind. Diese Körper werden durch absoluten Alkohol, Äther, Chloroform oder Glycerin nicht gelöst. Es kann sich also weder um Fette noch um ätherische Öle handeln. In 10proz. Kalilauge quellen sie bis zur Unkenntlichkeit, treten aber auf Zusatz von Alkohol wieder auf, dagegen verschwinden sie in verdünnter Salzsäure und 30proz. Essigsäure vollkommen. Mit Eisenchlorid- und Kaliumbichromatlösung nehmen sie keine andere Farbe an, Gerbstoffe kommen also auch nicht

in Frage. Ebenso werden sie auch durch Millons Reagens nicht verändert, hingegen wird Safranin reichlich gespeichert. Diese Körper sind wohl, da sie gerade zu Beginn der Secretion auftreten und später wieder verschwinden, Rohstoffe für die Nektarproduktion, zumal im ganzen Sporn keine Stärke vorhanden ist. Ihre chemische Natur ist fraglich, doch möchte ich es für wahrscheinlich halten, daß Glucoside vorliegen. Behrens (2) erwähnt bereits ebenfalls diese runden Bläschen in seiner Arbeit.

Am eingebetteten und mit Safranin-Gentianaviolett-Orange G gefärbtem Material erhält man sehr gute Kernbilder. Die Zellkerne haben einen großen stark lichtbrechenden Nucleolus mit einem deutlichen Hof. Das Gerüstwerk ist sehr engmaschig. Bisweilen findet man in der Epidermis in Auflösung begriffene Zellkerne. Dann ist der Nucleolus meist ganz aufgelöst, und der Zellkern besteht aus einem roten Ring mit einzelnen roten Verbindungsfäden, in denen sich aber auch ein kleiner roter Punkt, der Rest des Nucleolus befinden kann.

Behrens (2) gibt in seiner Arbeit an, daß nach Ansicht von Jürgens die Secretion durch Auftreibung der Cuticula zu kleinen Bläschen und darauffolgende Sprengung der Cuticula vor sich gehe. Er selbst hat diesen Vorgang nicht beobachtet, aber ebenso war es ihm auch nicht möglich, andere Secretionsorgane zu entdecken. Daher drückt er sich vorsichtig folgendermaßen aus: „Man könnte wohl die Hypothese aufstellen, daß der Saft durch die dünnen Stellen der Epidermishöcker hindurch diffundiere, allein es dürfte geratener sein, die Frage einstweilen offen zu lassen.“ Dadurch, daß es mir gelungen ist, hier Saftspalten zu finden, dürfte auch bei diesem Objekt die Frage des Secretionsweges geklärt sein.

Lathraea squamaria L.

Da das Nectarium dieser Pflanze von Stadler (4) eingehend behandelt worden ist, möchte ich nur auf das eingehen, worin meine Beobachtungen mit den seinen nicht übereinstimmen. Nach seiner Beschreibung und Zeichnung hängt das Nectarium, das die Gestalt eines breitgequetschten Beutels hat, an der etwas verengten Basis des flaschenförmigen Ovariums quer zur Blütenachse. Dagegen konnte ich feststellen, daß es dem unteren Teil des Ovariums anliegt. Es findet daher auch die Secretion nicht auf allen Seiten dieses Beutels statt, sondern hauptsächlich auf der dem Ovarium abgekehrten Seite. An einem mit Methylblau-Eosin gefärbten Längsschnitt hebt sich das Nektargewebe schon in der Färbung ab, und zwar sieht es blau aus, während alles andere Gewebe mit Ausnahme der Epidermis rotbraun gefärbt ist.

Die Zellen des Nektargewebes sind klein, aber nicht sehr regelmäßig gebaut. Der Außenseite etwas genähert, sieht man ein dickes Gefäßbündel verlaufen, das sich am Ende fächerförmig ausbreitet. Bei einer

jungen Blüte ist das ganze Gewebe des Schüppchens mit Stärke angefüllt, später verschwindet sie und ist nur vereinzelt an der Basis zu finden. Setzt man zu einem Längsschnitt Sudanglycerin oder Chlorzinkjod, so sieht man entgegen der Behauptung STADLERS das Gewebe von einer feinen Cuticula überzogen, die auf dem eigentlichen Secretionsgewebe noch feiner wird, aber mit starken Vergrößerungen an Sudanglycerinpräparaten deutlich als feine rote Linie zu erkennen ist. Die Kerne des Saftgewebes sind etwas länglich. Mit Methylblau-Eosin ist die Grundsubstanz homogen schwach blau und der Nucleolus rot gefärbt.

Fritillaria imperialis L.

Am Grunde jedes der sechs Perigonblätter befindet sich eine große napfförmige Vertiefung, die reichlich Honig ausscheidet und während der Secretion mit einem großen Tropfen angefüllt ist. Das Saftgewebe besteht aus zwei bis drei Zellagen, die an einem frischen Schnitt sehr plasmareich sind und deren Inhalt weiß aussieht. Die darunter liegenden sieben Zellagen werden bedeutend größer und enthalten weniger Plasma. Darauf folgen Gefäßbündel, unter welchen die Zellen langgestreckt und chlorophyllhaltig sind.

Sowohl das Saftgewebe als auch die Zellagen darunter bis zu den Gefäßbündeln sind zu Beginn der Secretion überreichlich mit Stärke versehen. Mit Jodjodkali sieht man, daß die Größe der Stärkekörner nach oben zu abnimmt, auch färbt sie sich in den oberen Zellen nicht blau, sondern rötlichbraun. Es liegt also hier kaum mehr reine Stärke, sondern ein dextrinähnliches Umwandlungsprodukt derselben vor. Die Außenwand der Epidermis des Nectariums quillt in Chlorzinkjod bedeutend stärker als die anderen Zellwände und wird von einer ganz feinen Cuticula bedeckt. Die Wände der Saftgewebezellen, ausgenommen die Außenwand, sind ganz fein getüpfelt. Mit Methylblau-Eosin haben die großen Kerne des Saftgewebes einen sich klar abhebenden roten Nucleolus und ein sehr dichtes, daher wenig klares Kerngerüst.

WILSON (1), der mit *Fritillaria* experimentierte, hat das Nectarium nicht anatomisch behandelt. Was HANSTEIN (6) über die Arbeit von JÜRGENS berichtet, konnte ich nicht bestätigen. Er schreibt: „Die großen Honiggruben der Perigonblätter von *Fritillaria imperialis* sind von einer glatten secernierenden Oberfläche gebildet, unter der sich das kleinzellige Drüsengewebe befindet. Verfasser sah die Außenschicht der äußeren Epidermiswand im Secret teilweise zerfallen.“ Letzteres habe ich auch bei älteren Exemplaren niemals beobachten können. Es muß also, da bis zum letzten Augenblick der Ausscheidung die Cuticula unzerrissen und unbeschädigt auf dem Nectarium sich vorfindet, die Secretion ohne Abhebung und Zerreißung der Cuticula durch einfache cuticulare Diffusion vor sich gehen.

Lilium Martagon L.

Auf der Oberseite der sechs Perigonblätter verlaufen je zwei Längsleisten über der Mittelrippe, die von der Insertion des Blattes bis ungefähr zur Hälfte reichen. Die Leisten wölben sich fast über der Mittelrippe zusammen, so daß eine enge nur nach vorn geöffnete Röhre entsteht. Dieser durch die Leisten eingeschlossene Teil des Blattes bildet das Nectarium und ist zur Blütezeit reichlich mit einem süß schmeckenden Saft erfüllt. Auf Querschnitten zeigt diese Nektarfurche eine halbkreis- bis kreisförmige Gestalt. Als eigentliches Nectarium fungieren nur die obersten Zellschichten des Grundes und der Seiten dieser Furche. Ungefähr fünf Zellreihen gehören zum Saftgewebe, in dem sich reichlich Stärke findet, auch die Zellen darunter enthalten solche. Mit Chlorzinkjod erkennt man auf dem Nektargewebe eine braun gefärbte wellige Cuticula (Abb. 12), die in den Ecken und an den Seiten, wo die Epidermiszellen nach außen stark vorgewölbt sind, etwas glatter ist. Bei genauerer Untersuchung sieht man auch, daß die Zellen des Saftgewebes an diesen Stellen kleiner und zartwandiger sind als in der Mitte, d. h. am Grunde der Nektarfurche. Ihre Zartheit ergibt sich auch daraus, daß sie beim Schneiden mit dem Mikrotom leicht zerreißen, doch zeigen vorsichtig geführte Freihandschnitte, daß das Gewebe an der Pflanze selbst unzerstört ist. Die Stärke ist in der Mitte reichlich und in großen Körnern vorhanden, und zwar bis in die letzte Zellreihe unter der Epidermis, an den anderen Stellen spärlicher, anscheinend bereits etwas abgebaut. Alles dieses läßt vermuten, daß die Hauptsecretionsstellen sich an den Seiten und in den Ecken der Furche befinden.

Auch mit der Methylblau-Eosinfärbung ist ein Unterschied zwischen den Ecken und Seiten der Furche und der Mitte wahrzunehmen, und zwar an den Kernfärbungen. In der Mitte ist ihre Grundsubstanz wabig und dunkelblau gefärbt, es treten Prochromosomen auf, die sich rot färben, und jeder Kern hat durchschnittlich zwei bis fünf größere rote Körper, nämlich Nucleolen. In den Ecken und Seiten ist der Grundton der Kerne heller. Die Prochromosomen und Nucleolen sind auch hier rot gefärbt, lassen sich aber, da sie von ungefähr gleicher Größe sind, schwer voneinander unterscheiden. Die Verhältnisse bei *Lilium Thunbergianum* sind genau dieselben wie bei *Lilium Martagon*, sowohl hinsichtlich der Art der Secretion als auch in bezug auf den Chemismus der Zellen. Es erfolgt also, da weder irgendeine Abhebung oder Zerreißung der Cuticula wahrzunehmen ist, die Secretion durch die cuticularisierte Epidermis des Nectariums.

Ranunculus Ficaria L.

Der Nektar findet sich hier zwischen dem Blumenblatt und dem an seiner Basis entspringenden sogenannten Saftschüppchen. Am Grunde

des von dem Blumenblatt und dem Saftschüppchen gebildeten Grübchens sieht man an einem Längsschnitt einen kreisförmigen Gewebekomplex, das Nectarium, das sich durch Kleinzelligkeit und Plasmareichtum von dem umgebenden Gewebe abhebt. Unmittelbar unter ihm endet ein Gefäßbündelstrang. Auf nähere Einzelheiten einzugehen, erübrigt sich, da Behrens (2) eine ziemlich ausführliche Beschreibung der Zellverhältnisse und ihrer Inhaltsstoffe gibt. Meine Beobachtungen stimmen mit Ausnahme eines Punktes mit seinen Aufzeichnungen überein. Behrens ist nämlich das Vorhandensein einer Cuticula auf der Oberfläche des Nectariums entgangen, die, wenn sie auch gerade nicht sehr dick ist, ohne weiteres durch Zusatz von Chlorzinkjod auch bei schwacher Vergrößerung auf der sehr zarten Außenwand zu erkennen ist. Es findet also auch hier die Secretion durch die Cuticula statt.

Eranthis hiemalis Salsb.

Hier enthalten zu Tuben umgewandelte Staubblätter am Grunde das Nektargewebe. Die Zellverhältnisse sind dem vorigen Objekt sehr ähnlich. Die Epidermiszellen sind, wie Abb. 13 zeigt, etwas tangential gestreckt und papillenförmig vorgewölbt, sie werden von einer Cuticula überzogen, die auf den Papillen an Stärke nachläßt. Bei ganz starker Vergrößerung ist an einem medianen Schnitt durch die Papille die Braunfärbung der Cuticula mit Chlorzinkjod an der Spitze unterbrochen. Es war aber nicht möglich, an Oberflächenschnitten ein Loch an dieser Stelle in der Cuticula zu entdecken. Wie auch beim vorigen Objekt, findet sich zu Beginn der Secretion um das Nektargewebe Stärke, im Saftgewebe selbst nur wenig.

Helleborus odorus Waldst.

Bei *Helleborus* sollen nach Angaben von Schönichen (5) die Secretionsverhältnisse denen von *Nigella* sehr ähnlich sein. Dort findet, wie Behrens (2) angibt, Verschleimung der äußeren stark cuticularisierten Membran statt, und es wird durch darauffolgende Sprengung der Cuticula die Secretion eingeleitet. Ich konnte dies weder bei *Helleborus odorus* noch bei *Helleborus niger* und *viridis* finden, vielmehr habe ich dieselben Verhältnisse wie bei *Eranthis* feststellen können.

Euphorbia splendens Boj.

Die Nectarien sind dem Rande der glockigen Hülle der Blütenstände angefügt und von zwei großen roten Hüllblättchen umschlossen. Sie haben halbmondförmige Gestalt und sind in der Mitte etwas vertieft. Ein Schnitt durch ein solches Nectarium läßt schon ohne irgendwelche Behandlung und Färbung deutlich die Abgrenzung des Saftgewebes

erkennen, das ungefähr fünf Zellreihen tief ist. Unmittelbar bis unter das Saftgewebe reichen die sich fächerförmig teilenden Gefäßbündel.

Die Zellen des Saftgewebes sind sehr dünnwandig, ziemlich unregelmäßig gebaut, sehr plasmareich und mit tropfen- oder bläschenförmigen Inhaltsstoffen versehen (Abb. 14). Die Epidermis besteht aus palisadenförmigen Zellen, die nächste Zellreihe ist meist auch noch etwas radial gestreckt, dann folgen isodiametrische und längliche Zellen durcheinander. Mit Chlorzinkjod nimmt das plasmareiche Saftgewebe eine bräunliche Färbung an. Die bläschenförmigen Inhaltsstoffe finden sich hauptsächlich im Saftgewebe in großer Zahl, selten in der Epidermis, dann aber auch noch in den unter dem Saftgewebe liegenden Zellen und im Gefäßbündelparenchym. In den untersten Schichten des Nektargewebes sieht man im Schnittbild meist ringförmige Gebilde, die Blasen enthalten hier eine größere Vacuole (Abb. 14). Mit 30 proz. Essigsäure behandelt, quellen die Bläschen ganz wenig, werden aber nicht gelöst. Bei Behandlung mit 10proz. Kalilauge verquellen sie schnell und verschwinden in kurzer Zeit, auch Alkohol- und Essigsäurezusatz läßt sie nicht wieder auftreten. In Chloralhydrat quellen sie auch etwas, werden aber nicht gelöst. Mit Eau de Javelle verhalten sie sich wie 10proz. Kalilauge gegenüber. Auch eine längere Behandlung mit Chloroform oder Äther löste die Bläschen nicht. Millons Reagens ruft auch nach zweitägigem Verweilen der Schnitte im Reagens keine Farbveränderung hervor. Mit Eisenchloridlösung und Osmiumtetroxyd werden die Bläschen nicht gefärbt. Rutheniumrot, Kongorot und Methylblau-Eosin wird nicht gespeichert, dagegen nehmen sie mit Methylgrünessigsäure eine grüne, mit Methylenblau eine hellblaue bis blaue und mit Safranin eine rote Farbe an. Besonders sind die im Gefäßbündelparenchym und im untersten Gewebe gelegenen Bläschen mit Safranin ganz rot gefärbt. In den ringförmigen Blasen des Nektargewebes färbt sich nur der äußere Ring, der oft einseitig dicker ist und dann halbmondförmig aussieht (Abb. 14). In den obersten drei Zellagen verschwindet die rote Farbe mehr und mehr, ein Zeichen, daß die Safranin speichernde Substanz eine Umwandlung erfahren hat. Besonders diese letztere Tatsache läßt vermuten, daß diese Inhaltskörper als Rohstoffe zur Nektarproduktion dienen, da man Stärke in den Zellen nicht vorfindet. Ihre chemische Natur ist unklar, doch bestehen deutliche Ähnlichkeiten mit den entsprechenden Inhaltsstoffen anderer Nectarien.

Mit Chlorzinkjod und auch mit Sudanglycerin sieht man die palisadenförmige Epidermis mit einer dicken Cuticula überzogen. Auf einem 8 μ dicken Mikrotomschnitt treten verschiedentlich zwei bis drei Zellen etwas zurück, da sie etwas kürzer als die anderen sind. Hier läßt auch die starke Braunfärbung mit Chlorzinkjod nach, und die Cuticula wird erheblich schwächer. An Serienschnitten und Oberflächenbildern sieht

man, daß durchschnittlich neun oder auch mehr Zellen an dieser Einsenkung beteiligt sind. Obwohl an dieser Einsenkung keine Saftspalten zu finden sind, könnte man sie doch als Saftgrube bezeichnen (Abb. 15).

M. Nieuwenhuis (7) ist es mit Hoffmanns Violett gelungen, Kanäle in den Cuticularschichten exotischer Euphorbiaceen nachzuweisen. Trotz der stärksten Vergrößerungen habe ich mit diesen Färbemethoden keine Kanäle bei *Euphorbia splendens* entdecken können, so muß also die Secretion durch die Gruben erfolgen, da dort die Cuticula nicht allzu dick ist. Auch *Euphorbia cyparissias* und *Euphorbia epithymoides* haben solche Saftgruben aufzuweisen, nur beteiligen sich dort nicht so viel Zellen an den Gruben. Es liegt die Vermutung nahe, daß die eingesenkte Zellgruppe einem reduzierten Stoma und seinen Nebenzellen entspricht.

Corydalis cava Schweigg. u. Koert.

Das keulenförmige verdickte Ende der am Grunde zusammengewachsenen Staubblätter ragt in den Blütensporn und bildet das Nectarium. Horizontale und vertikale Längsschnitte lassen erkennen, daß nicht der ganze Körper aus drüsigem Gewebe besteht, sondern nur die Seiten und sein unterer Teil. Man sieht auch schon mit bloßem Auge, daß diese Stellen dunkler grün sind.

An Querschnitten durch dieses keulenförmige Gebilde stellt das Nektargewebe einen Halbkreis dar. Ein mit Sudanglycerin behandelter Querschnitt läßt auf der Epidermis eine Cuticula erkennen, die an der Unterseite also dem Hauptsecretionsteil ganz fein ist. Die Epidermiszellen sind bedeutend größer als die Saftgewebezellen und stark nach außen vorgewölbt. Das Nektargewebe, das ungefähr sieben Zellagen stark ist, ist sehr saftreich, denn am fixierten und eingebetteten Material ist der Plasmainhalt sehr gering. Ein Gefäßbündelstrang reicht bis unter das Saftgewebe. Mit Jodjodkali gibt der ganze keulenförmige Körper keine Reaktion auf Stärke, auch an anderen bemerkenswerten Inhaltsstoffen ist nichts zu finden. Mit Fehlingscher Lösung gibt er wie auch der ausgeschiedene Nektar keine Zuckerreaktion, aber mit α-Naphthol-Schwefelsäure zeigt er eine schön violette Zone am Rande, was auf das Vorhandensein glykosidartiger Stoffe hinweist.

Galanthus nivalis L.

Von Stadler (4) ist schon die Ansicht aufgestellt, daß das Nectarium von *Galanthus nivalis* den den Griffel wallförmig umgebenden Discus bildet. Schniewind-Thies (8) hat, da Stadler über die Art der Honigabsonderung keine Gewißheit erlangte und keine Aufbaustoffe für den Nektar fand, das Objekt nochmaliger Untersuchung unterzogen und berichtet folgendes: „Die Epidermiszellen des Discus sind quadratisch oder tafelförmig. Die Außenwand ist stark verdickt und von einer kräftigen

gestreiften Cuticula bedeckt. Die seitlichen und inneren Zellwände sind von verschiedenem Bau, entweder zart und dünn, wie Stadler sie abbildet, oder stark collenchymatisch verdickt und mit den Nachbarzellen durch große Tüpfel kommunizierend. Beide Zellformen können in demselben Discus, jede auch für sich allein vorkommen. Die Zellen des zuweilen sechs Reihen breiten subepidermalen Secretionsgewebes stimmen im Bau mit der Epidermis überein. Zu Beginn tritt der Nektar in kleinen Winkeln zwischen je zwei Epidermiszellen hervor. Bei fortschreitender Secretion wird die Cuticula auf größere Strecken bogenförmig in die Höhe gehoben, indes niemals gesprengt. Bei Zusatz von Jodjodkali oder Chlorzinkjod färbt sich der emporgehobene Teil der Cuticula hellgelb bis gelb, der der Zellwand aufgelagerte braun“

Im allgemeinen haben meine Untersuchungen dieselben Ergebnisse erbracht. Die Außenwand der Epidermis ist bedeutend dicker als die anderen Zellwände der oberen zwei Zellagen und auch nicht wie diese getüpfelt (Abb. 16). Die Zellform ist hier mehr tafelförmig, dann folgen fünf Zellreihen mit rundlicher Form, die nach unten immer mehr an Größe zunehmen und sehr dünne Zellwände besitzen. Die beiden dickwandigen oberflächlichen Zellreihen, die ich in jedem Discus fand, sind plasmareicher als die Zellreihen darunter. An Inhaltsstoffen ist auch an ganz frischem Material vor der Secretion nichts zu sehen. Es ist daher anzunehmen, daß der Nektar in bereits ziemlich fertiger Form dem ausscheidenden Discus aus entfernteren Geweben zugeführt wird, wie auch schon Stadler angibt. Die Secretion erfolgt hier durch die abgehobene, aber niemals zerrissene Cuticula (Abb. 16), denn man findet sie auch an älteren Objekten immer in unbeschädigter Form auf dem Nektargewebe vor.

Zusammenfassung der anatomischen Befunde.

Das Nektargewebe ist fast immer durch seine Kleinzelligkeit von den umgebenden Gewebemassen zu unterscheiden, falls nicht, so erkennt man die Ausdehnung des Nectariums auch schon an der Farbe und Struktur des Zellinhaltes, der sich von dem Nachbargewebe deutlich abhebt. Die Zellwände sind meist sehr dünn und bestehen aus reiner Cellulose, sind sie dagegen verstärkt, so findet man sie wohl des regen Saftaustausches wegen reichlich getüpfelt (*Galanthus nivalis*, *Fritillaria imperialis*). Die Zellform ist in der Regel isodiametrisch, es kommen aber auch abweichende Formen vor. In den Nektargeweben selbst treten bei den hier behandelten Pflanzen keine Gefäßbündel auf, sie reichen aber mit ihren Enden bis dicht unter das Saftgewebe.

Meine anatomischen Untersuchungen sprechen sehr dafür, daß es keine floralen Nectarien gibt, die nicht mit einer Cuticula bedeckt sind. Behrens (2) gibt zwar in seiner Arbeit noch einige Nectarien ohne solche

an, die ich nicht näher untersucht habe. Da ihm aber die Cuticula auf dem Nektargewebe von *Ranunculus*, die doch verhältnismäßig dick ist, entgangen ist, kann man vermuten, daß er das Vorhandensein einer noch feineren Cuticula bei anderen Objekten übersehen hat. Ferner ergab sich, daß bei manchen Objekten bisher Saftspalten übersehen wurden, so bei *Fuchsia gracilis* und *Prunus cerasus* von SCHÖNICHEN, bei *Ribes rubrum* von JÜRGENS und bei *Viola tricolor* von BEHRENS.

Danach gibt es nur folgende Arten von Secretion:

a) Secretion durch cuticularisierte Membranen. *Lilium Martagon*, *Lilium Thunbergianum*, *Fritillaria imperialis*, *Ranunculus Ficaria*, *Eranthis hiemalis*, *Helleborus odorus*, *Lathraea squamaria*, *Corydalis cava*, *Euphorbia splendens* u. a.

b) Secretion durch cuticularisierte Membranen mit Secretionskanälen. Exotische Euphorbiaceen und einige andere (NIEUWENHUIS).

c) Secretion durch cuticularisierte Membranen unter Abhebung, aber ohne Zerreißen der Cuticula. *Galanthus nivalis*.

d) Secretion durch Saftspalten. *Fuchsia gracilis*, *Prunus laurocerasus*, *Prunus cerasus*, *Ribes rubrum*, *Atropa belladonna*, *Scopolia orientalis*, *Dictamnus albus*, *Viola tricolor* u. a.

e) Secretion durch Bildung von Schleim in der Zellwand unter der Cuticula. *Nigella arvensis*, *Cestrum*, *Scilla amoena*, *Abutilon*, *Althaea*, *Tropaeolum majus* (BEHRENS).

Letzterer Fall bliebe noch näher zu untersuchen, da in den oben beschriebenen Objekten keine Verschleimung der Epidermisaußenwand wahrzunehmen war, dagegen für *Prunus cerasus* von SCHÖNICHEN angegeben wurde.

Es wären nun noch einige Worte über die Aufbaustoffe für die Nektarproduktion zu sagen.

Am häufigsten findet man Stärke, entweder im Saftgewebe selbst oder in dessen unmittelbarer Nähe, die durch Enzyme direkt in Zucker verwandelt werden dürfte. Wo keine Stärke vorhanden ist, sieht man vielfach bläschenähnliche Inhaltsstoffe hauptsächlich im Saftgewebe gerade zu Beginn der Secretion reichlich auftreten, so z. B. bei *Prunus laurocerasus*, *Ribes rubrum*, *Atropa belladonna*, *Scopolia orientalis*, *Viola tricolor*, *Euphorbia splendens*. Man muß daher annehmen, daß sie bei diesen Pflanzen die Rohstoffe zur Nektarbildung darstellen, zumal sie gegen Ende der Secretion nur noch in geringer Menge vorhanden sind. Ihre chemische Zusammensetzung ist unklar. Gerbstoffe und Eiweißkörper kommen nicht in Betracht, da die specifischen Reaktionen hierauf überall negativ ausfallen. Wegen ihrer starken Lichtbrechung könnte man sie leicht als Fette oder ätherische Öle ansprechen. Diese Vermutung wurde jedoch durch die Lösungsversuche mit Alkohol, Äther

und Chloroform widerlegt. Sie bestehen wahrscheinlich aus glykosidartigen Stoffen, die in Zucker gespalten werden.

Es gibt nun noch einige Nectarien, zu denen *Galanthus nivalis* und *Corydalis cava* zählen, die weder Stärke im Saftgewebe oder dessen Nähe aufweisen noch sonstige Inhaltsstoffe, die zum Nektaraufbau dienen könnten. Diesen Nectarien wird vermutlich, wie Stadler (4) auch bereits annahm, der Nektar in ziemlich fertiger Form aus entfernteren Punkten zugeführt.

Die anatomischen Untersuchungen haben gezeigt, daß die Secretion in den floralen Nectarien in überwiegender Zahl durch Saftspalten erfolgt, auch die bei den extrafloralen Nectarien von *Euphorbia splendens* und *cyparissias* nachgewiesenen Saftgruben kann man als umgewandelte Saftspalten auffassen. Wo keine solche Spalten vorhanden sind, geht die Secretion durch die Cuticula vor sich. Man könnte daher einerseits die floralen Nectarien ohne Saftspalten mit den epidermalen Hydathoden und anderseits die mit Saftspalten mit den Epithemhydathoden vergleichen.

Experimenteller Teil.

In seinen „Osmotischen Untersuchungen" (1877) hat Pfeffer (9) die Vorstellung entwickelt, daß die Secretion der Nectarien nichts mit dem „Bluten" zu tun habe, daß vielmehr „der erste Anstoß zu einer solchen einseitigen Wasserauspressung ... durch eine beliebig entstehende Ansammlung einer osmotisch wirkenden Lösung an geeigneter Stelle gegeben sei, sei es nun, daß zu dem Ende der Zellinhalt einen Stoff nach außen abgibt, oder daß ein löslicher Körper durch Metamorphose der Zellhaut entsteht oder auf andere Weise herbeigeschafft wird."

Zur Stützung dieser Ansicht hat Pfeffers Schüler Wilson (1) im Jahre 1881 Versuche über die Nektarausscheidung angestellt, die diese Auffassung zu bestätigen schienen. Der zu Anfang der Secretion aus den Nektardrüsen auf die Oberfläche ausgeschiedene Zucker zieht nach ihm osmotisch aus dem Innern der Nectariumzellen durch die Zellwände Wasser an sich. So entsteht der süße Flüssigkeitstropfen auf den Nectarien, der sich so lange erneuern kann, als noch Teile einer osmotisch wirksamen Substanz auf der Oberfläche der Zellen vorhanden sind. Darüber, wie außen die osmotisch wirksame Substanz geschaffen wird, ist sich Wilson vollständig im unklaren. Er glaubt in manchen Fällen eine Desorganisation der obersten Schichten der Epidermiszellen annehmen zu müssen. Durch diese Metamorphose entstehe ein Druck, der die aufliegende Cuticula schließlich zum Platzen bringe. Zu seinen Versuchen benutzte er verschiedene Objekte, hauptsächlich *Fritillaria imperialis*. Er entfernte durch Ausspritzen mit einer Spritzflasche und Abtrocknen mit Filtrierpapier den Nektartropfen, worauf nach kurzer

Zeit die Secretion unter einer Glasglocke wieder begann. Diese Waschungen wiederholte er so oft, bis keine Secretion mehr erfolgte, meist genügten hierzu zwei bis drei Waschungen. Auf die erschöpften Nectarien gab er kleine Zuckerkrystalle oder Zuckerlösungen. Darauf begannen sie wieder zu secernieren und die Absonderung blieb nach seiner Beobachtung dauernd bestehen wie bei unbehandelten Nectarien. Auf Grund dieser Versuche kam er zu den Ergebnissen, daß die Absonderung auf der Oberfläche der Nectarien durch Fortwaschen dieser Flüssigkeit mit Wasser vollständig aufgehalten und durch Hinzufügung einer Lösung, die einen ähnlichen osmotischen Charakter hat, z. B. Zuckerlösung, die Secretion wieder wie vorher hervorgerufen werden könne.

Ähnlich sind die Ansichten von Haupt (10) über extraflorale Nectarien. Er stimmt mit Wilson im wesentlichen betreffs Schaffung einer osmotisch wirksamen Substanz auf der Oberfläche der Nectarien durch Metamorphose der obersten Zellgruppen zur Einleitung der Secretion überein. Einmal sollen es bestimmte Zellgruppen im Nectarium sein, die die osmotisch wirksamen Substanzen absondern, oder die sich in solche umwandeln, ein anderes Mal soll eine Umwandlung der Cellulosewand direkt in Zucker stattfinden oder auch nur eine Verschleimung dieser Wand. Auch soll nach ihm eine Degeneration der Cuticula selbst vorkommen können. Doch dürfte dies weniger der Gewinnung von Nektar dienen, als vielmehr der Erleichterung der Secretion, da, wo die Cuticula sich als impermeabel erweist. Nach Wilson kann der Nektar die Cuticula ohne Zerreißung niemals passieren. Haupt nimmt aber eine mehr oder weniger starke Permeabilität der das Nectarium bedeckenden Cuticula für Wasser und darin gelöste Substanzen an.

Schon 1884 hat Gardiner Einwände gegen die Wilsonschen Versuche erhoben. Er meint, die osmotische Wirksamkeit der starken Zuckerlösung, die Wilson auf die erschöpften Nectarien gegeben hatte, ließe sich nicht mit der des Nektars, der z. B. bei *Fritillaria* nur 1 vH. Zucker enthält, vergleichen. Außerdem störe auch wohl das Waschwasser durch Ausziehen von Zucker aus den Nectarienzellen deren inneres Gleichgewicht. Versuche wurden von ihm nicht mitgeteilt.

Büsgens (11) im Jahre 1891 an *Prunus laurocerasus* gesammelte Erfahrungen führten ihn zu der Überzeugung, daß der scheinbare Wiederbeginn der Secretion unter dem Einfluß des Zuckers nichts anderes sei als das hygroskopische Zerfließen desselben in der feuchten Luft unter der Glasglocke. Wird der durch den Zucker entstandene Tropfen abgewischt, so bleiben die Nectarien zunächst ebenso trocken wie sie vorher waren. Wo später dann wieder Secretion eintritt, sei sie von dem aufgelegten Zucker gewiß ganz unabhängig. Die Wilsonschen Versuche besäßen keine Beweiskraft, vielmehr sei bei *Prunus laurocerasus* die Nektarabsonderung ausschließlich von Vorgängen im Zellinnern abhängig.

Trotz dieser Kritiken hielt Pfeffer (12) seine und Wilsons Anschauung in seiner Pflanzenphysiologie (1897) aufrecht. Er stellt eine „intracelluläre Drucksecretion" ausdrücklich in Abrede und meint, daß „die plasmolytische Wirkung zur Erzielung einer genügenden Wassersecretion in den Nectarien völlig ausreichend" sei. Doch gibt er hier die Möglichkeit wiederholter Zuckerausscheidungen zu. „Besitzt die Pflanze die Fähigkeit, den Zucker zu ersetzen, so kann das Abspülen nicht die Wassersecretion in den Nectarien aufheben. Übrigens wird durch den Zuckergehalt der Flüssigkeit die Secretion dieses Stoffes und damit die Wiederherstellung der die Wassersecretion bewirkenden Ursache erwiesen. Die Befähigung zu wiederholter Secretion von Zucker oder anderen Stoffen ist natürlich von der Natur der Pflanze abhängig und außerdem mit dem Entwicklungsstadium und äußeren Bedingungen veränderlich. Die vitale Tätigkeit zur Erreichung der Nektarsecretion beschränkt sich, wie wiederholt betont, auf die Schaffung und Erhaltung von osmotisch wirksamer Substanz außerhalb der Zellen. Gewöhnlich wird dieser Zucker aus den Drüsenzellen secerniert, doch wird in manchen Fällen ein gewisses Quantum durch eine extraplasmatische, aber ebenfalls vom Leben abhängige Metamorphose der Zellwand geliefert. Da dieser Vorgang sich aber gewöhnlich nur einmal abzuspielen pflegt, da ferner wohl alle Nectarien Zucker ausscheiden, so kann man sich des Gedankens nicht erwehren, daß diese Zellhautmetamorphose nicht in erster Linie auf den Gewinn von Zucker berechnet ist, sondern vielmehr auf Erleichterung der Secretion. Jedoch gibt es auch leicht durchlässige Cuticula, und so kann es nicht überraschen, daß die Beseitigung der Cuticula in anderen Nectarien und Wasserdrüsen unterbleibt."

Schimper (13) wies durch Versuche an den extrafloralen Nectarien von *Cassia neglecta* nach, daß sie nach dem Auswaschen ebenso reichlich secernierten wie die gewaschenen. Trocken blieben nur die wenigen, welche durch das Auswaschen gelitten hatten. Ebenso verhalten sich nach Haberlandt (14) die extrafloralen Nectarien von *Vicia sepium*. Er schreibt darüber: „Es scheint demnach eine direkte Ausscheidung des zuckerhaltigen Secretes vorzuliegen."

Gegen die Theorie der Desorganisation und Umwandlung der obersten Zellwandschichten der Nectariumepidermis und Zerreißen der Cuticula wendet sich Nieuwenhuis (7). Er sagt unter anderem, „daß eine Metamorphose der Cuticularschichten, sei diese auch nur lokal, eine mehr oder weniger starke Zerstörung der oft sehr kompliziert gebauten Nectarien bedeute, denn untersucht man Tropfen extrafloraler Nectarien mit Rissen in der Cuticula, so findet man meistens an der Wundstelle Bacterien oder Pilze, oder das ganze Gewebe ist von Tieren angefressen, deren Mundwerkzeuge nicht kräftig genug sind, um eine normale Cuticula zu durchbrechen. Die Lebensdauer eines Nectariums würde

auch durch eine ganz lokale Desorganisation der Cuticularschichten schwer beeinträchtigt werden, was, welche biologische Funktion den Nectarien auch zukommen mag, sehr unzweckmäßig wäre. Nun soll in manchen Fällen allerdings eine Regeneration der Oberhautzellen stattfinden, was ja möglich ist, aber Regel ist es nicht, auch müßte sie ja eine Unterbrechung der Zuckerausscheidung zur Folge haben, was meiner Beobachtung, daß dasselbe Nectarium viele Tage hintereinander ununterbrochen und gleichmäßig secerniert (abgesehen von der Veränderung der äußeren Umstände), durchaus nicht entspricht.“ Er hat daher die Nectarien mit dicken Cuticularschichten auf irgendwelche Ausgänge näher untersucht. In der Tat ist es ihm dann auch gelungen, mit besonderen Färbemethoden in den extrafloralen Nectarien exotischer Euphorbiaceen und einiger anderer Pflanzen, die besonders dicke Außenwände der Nectariumepidermis zeigen, in den Cuticularschichten Secretionskanäle nachzuweisen.

Aus der oben angeführten Übersicht unserer Kenntnisse über Secretionstätigkeit der Nectarien ist ersichtlich, daß bisher keine einheitliche klare Anschauung darüber besteht. Die Auffassung von Pfeffer und Wilson wird von Haberlandt (15) für Blütennectarien akzeptiert, von Benecke (16) als irrig bezeichnet.

Im folgenden soll nun versucht werden, durch neue eingehende Versuche Klarheit in diesen Fragen zu erlangen.

A. Vorversuche.

Zunächst wurden im Sommer 1924 an den Nectarien einiger Pflanzen orientierende Versuche angestellt, die im folgenden kurz beschrieben sind.

Bei *Euphorbia splendens* bilden, wie oben schon näher beschrieben, fünf halbmondförmige Schwielen, die die Cyathien umgeben, die Honig abscheidenden Organe. Sie sind in der Mitte etwas grubig eingesenkt, wodurch der ausgeschiedene Nektar zusammengehalten wird. Der in ziemlich geringer Menge vorhandene Nektar wurde mit einem feuchten Pinsel abgesaugt. Auf einem Uhrglas gab diese Probe mit Fehling-scher Lösung (im folgenden mit F. L. bezeichnet) eine starke Zuckerreaktion. Derart abgesaugte Nectarien zeigten in 2—3 Stunden im feuchten Raum bei Sonnenlicht wieder Nektar auf ihrer Oberfläche. Mit F. L. ergab dieser zweite Tropfen dieselbe Niederschlagsmenge wie der erste, was auf gleiche Zuckerkonzentration schließen läßt. Wenn man die Nectarien auf dieselbe Art wie oben noch dreimal (also im ganzen fünfmal) abwusch, und zwar ungefähr in denselben Zeitabständen, zeigte sich immer wieder Nektar, doch seine Menge verringerte sich mit jedesmaligem Absaugen. Die Reaktion mit F. L. auf Zucker fiel jedoch immer stark positiv aus. Durch diese Saugungen wird also die Secretion der Nectarien nicht beeinträchtigt, nur wird die Pflanze gezwungen,

ihren Vorrat durch das Entfernen des Nektars schneller zu erschöpfen als bei normalen Verhältnissen. Auf viermal abgewaschene Nectarien wurde zu gleicher Zeit je ein Körnchen Kochsalz, Kalisalpeter und Alaun gelegt. Die mit Kochsalz behandelten Nectarien waren am nächsten Tage feucht, die abgesaugte Feuchtigkeit gab mit F. L. nur ganz schwache Zuckerreaktion. Mit Kalisalpeter und ebenso auch mit Alaun behandelte waren am folgenden Tage trocken, nur das Salz hatte sich im feuchten Raum verflüssigt.

Als zweites Objekt diente *Fritillaria imperialis*, die auch von Wilson (1) besonders zu Versuchszwecken benutzt wurde. Doch standen im Jahre 1924 nur Blüten zur Verfügung, die schon weit geöffnet waren, und es zeigte sich bald, daß dadurch die Versuche sehr beeinträchtigt wurden. In den becherförmigen Nectarien am Grunde der sechs Perigonblätter wird der Nektar in überaus reichem Maße gebildet, so daß er in Form eines großen Tropfens aus ihnen herausfällt. Nach dem Abschütteln dieser Tropfen tritt in kurzer Zeit Neubildung ein. Die Tropfen geben mit F. L. eine starke Zuckerreaktion. Bei Alkoholzusatz entsteht keine Fällung im Nektartropfen, ebenso tritt mit Jodjodkali und mit Essigsäure keine Veränderung ein. Mit Millons Reagens entsteht zuerst eine gelbe Fällung, die sich beim Erwärmen löst, aber keine Rotfärbung. Es scheint also lediglich Zucker ausgeschieden zu werden.

Wurden einzelne Blüten abgeschnitten und in einer feuchten Kammer in Wasser gestellt, so entstand nach dem Absaugen des Nektartropfens mit einer Pipette in wenigen Stunden wieder ein ebenso großer Tropfen wie der abgesaugte. Die Untersuchung dieses Tropfens mit F. L. ergab dieselbe Zuckerkonzentration. Nectarien, die nach dem Absaugen wie bei Wilson mit einer Spritzflasche gewaschen und einem Pinsel getrocknet wurde, zeigten aber nur, wenn sie von noch einigermaßen jungen Blüten waren, wieder Nektarbildung. Die Tropfen erschienen aber langsamer als bei nur abgesaugten Nectarien. Bei Blüten mit vollständig geöffneten Antheren wurden die Nectarien nach einmaliger Waschung nur etwas feucht, bei nochmaligem Waschen hörte jegliche Secretion auf. Nach Bepinselung der Nectarien mit 96proz. Alkohol oder wässeriger konzentrierter Sublimatlösung hörte jede weitere Secretion von Nektar auf. Gab man auf ein mit Alkohol bepinseltes Nectarium etwas Traubenzucker, so trat zunächst Verflüssigung des Zuckers ein, und in ungefähr 12—16 Stunden war das Näpfchen fast bis zum Rand mit Flüssigkeit gefüllt. Legte man dagegen auf solche Nectarien Krystalle von Kochsalz, Kalisalpeter oder Calciumnitrat, so trat nur hygroskopische Verflüssigung der Salze ein. Nach dem Absaugen der Flüssigkeit blieben die Nectarien trocken. Mit Sublimatlösung behandelte Nectarien zeigten auch bei Hinzufügung von Trauben- oder Rohrzucker keine Secretion mehr, sondern es trat nur Verflüssigung des Zuckers

ein, der nach einigen Stunden verschwand, also wohl von dem Nectarium gänzlich aufgesogen wurde.

Diese Versuche lassen den Schluß zu, daß das Sublimat das Nektargewebe tötete und es dabei secretionsunfähig wurde. Dasselbe gilt für Alkohol, wo zunächst nur der Versuch, bei dem Zucker nachträglich Flüssigkeitsproduktion hervorrief, wenig verständlich blieb. Vielleicht war dieses Nectarium noch nicht ganz abgetötet.

Nectarien, die nach dem Waschen mit Traubenzucker oder mit Salzen behandelt wurden, gaben folgende Resultate: Wurden die Nectarien nur einmal gewaschen und etwas Traubenzucker hinaufgelegt, so bildete sich je nach dem Alter der Blüten in 3—6 Stunden wieder ein vollständiger Tropfen. Mit Kochsalz entstand erst ungefähr in 6 bis 10 Stunden ein Tropfen, der mit F. L. keine Zuckerreaktion gab. Bei Behandlung mit Kalisalpeter entstand meist nur eine Verflüssigung des Salzes, in zwei Fällen nur wurde das Näpfchen bis zum Rand gefüllt. Die Untersuchung mit F. L. verlief negativ. Dieselben Resultate wurden mit Magnesium- und Natriumnitrat erzielt. Bei Behandlung mit Glycerin nach dem Auswaschen war in ungefähr 4—8 Stunden wieder ein Nektartropfen vorhanden. Auch dieser Tropfen gab mit F. L. keine Zuckerreaktion. Nach mehrmaligem Waschen und Behandeln mit den eben angewandten Salzen wurden dieselben Resultate erzielt, nur daß die Bildung des Tropfens oder der Flüssigkeit entsprechend längere Zeit beanspruchte.

Das Nectarium von *Prunus laurocerasus* wird von den obersten Zelllagen des Blütenbechers gebildet. Die Secretion ist hier auch ziemlich reichlich, doch ist es wegen der Kleinheit der Raumverhältnisse nicht möglich, wie bei *Fritillaria* mit einer Pipette den Nektar abzusaugen. man kann ihn nur mit einem kleinen Pinsel entfernen. Von acht an der Pflanze im Freien untersuchten Blüten bildete sich bei vier Blüten nach dem Absaugen in ungefähr 2 Stunden wieder etwas Nektar, der aber nach weiteren 2 Stunden eintrocknete. Die folgenden Versuche wurden daher, um das Eintrocknen des Nektars in der trockenen Luft zu verhindern, an abgeschnittenen Zweigen in einer feuchten Kammer vorgenommen. Hier bildet sich schon nach 1 Stunde am abgesaugten Nectarium wieder Flüssigkeit, die mit F. L. dieselbe Zuckerkonzentration ergab wie der erste abgesaugte Nektar. Nach dem zweiten Absaugen erschien der Nektar etwas langsamer und enthielt scheinbar auch weniger Zucker. Nach zehnmaligem Absaugen in Zeiträumen bis zu 5 Stunden entstand bei ganz jungen Blüten immer noch Flüssigkeit, aber immer langsamer, auch war der Zuckergehalt am Schluß nicht mehr so stark.

Wusch man die Nectarien mit einem feuchten Pinsel gründlich aus, so bildete sich in 8 Stunden erst wieder reichlich Nektar. Auch nach

dem zweiten und dritten Waschen entstand wieder Nektar. Nach ungefähr vier- bis fünfmaligem Waschen hörte die Secretion auf. Versetzte man solche durch Waschen erschöpfte Nectarien mit einem Körnchen Kochsalz oder Alaun, so fand sich nach einigen Stunden wieder Flüssigkeit, die aber nur Spuren von Zucker aufwies. Diese Spuren von Zucker, die durch eigene Tätigkeit des Nectariums nicht mehr herausbefördert worden wären, waren mit dem osmotisch dem Nektargewebe entzogenen Wasser mit an die Oberfläche gelangt.

Als weiteres Versuchsobjekt diente *Fuchsia gracilis*. Um den Nektar absaugen zu können, mußte man die Blüte so weit abschneiden, daß man mit einem Pinsel in den Blütenbecher hineingelangen konnte. Wurde bei derart abgeschnittenen Blüten der Nektar mit einem Pinsel abgesaugt, so zeigte sich zunächst keine Feuchtigkeit, da der Nektar nicht wie an einer unbeschädigten Blüte vor dem Eintrocknen geschützt war. Um dieses zu verhindern, wurde der Blütenbecher nach dem Absaugen mit einem mit erwärmtem Kakaobutterwachs getränkten Wattebäuschchen verschlossen. Am nächsten Tage enthielt der Blütenbecher nach dem Entfernen der Watte genau dieselbe Menge Nektar wie vorher. Behandelt man die Nectarien nach dem Absaugen des Nektars mit 96proz. Alkohol oder wässeriger gesättigter Sublimatlösung, so fand keine Secretion mehr statt, auch wenn der Blütenbecher wie oben verschlossen wurde.

Wusch man die Nektarien nach dem Absaugen mit Wasser durch Ausspritzen mit einer Spritzflasche und Abtrocknen mit einem Pinsel, so fand sich am nächsten Tage in der wieder verschlossenen Blüte reichlich Nektar. Ein mehrmaliges Absaugen und Waschen war hier leider nicht durchzuführen, da durch das Abschneiden und wiederholte Verkleben des Blütenbechers die Blüte beträchtlich geschädigt und somit in ihrer Secretionstätigkeit wesentlich beeinträchtigt wurde.

Bei *Dictamnus albus* liegt das Nectarium ringförmig in der Einschnürung zwischen Fruchtknoten und Blütenboden. Nach dem Absaugen des Nektars mit einem Pinsel secernierten die Nectarien in Wasser gestellt in einer feuchten Kammer wieder reichlich. Ebenso fand sich auch nach gründlichem Waschen in einigen Stunden wieder Nektar.

B. Versuche mit Fritillaria imperialis.

Von allen Versuchsobjekten hatte sich *Fritillaria* wegen der Lage und Größe der Nectarien für genauere Untersuchungen am geeignetsten erwiesen. Daher wurden im nächsten Jahre Blütenstände dieser Pflanze in größerer Anzahl beschafft, und zwar wurden nur solche verwendet, deren Blüten sich eben öffneten.

Um bei einer einigermaßen gleichen Temperatur und einem hohen Feuchtigkeitsgehalt der Luft zu arbeiten, wurden alle Versuche im

Warmhaus des Botanischen Gartens vorgenommen, wo bei einem ziemlich gleichbleibenden Luftfeuchtigkeitsgehalt eine Durchschnittstemperatur von 25° C herrschte.

Fünf ganz junge Blüten, die gerade erst ihre Blütenblätter geöffnet hatten, wurden am 23. IV., 11 Uhr vormittags abgeschnitten und einzeln in Wasser gestellt. Die Nectarien von zwei Blüten wurden nur abgesaugt, während die der drei anderen außerdem noch vorsichtig

Tabelle 1.

Nr. der Absaugung oder Waschung	Tag und Stunde	Blütennummern 1	2	3	4	5
	23. IV. 11^{30} vorm.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.
2	2^{45} nachm.	— 1 Tr.	— 1 Tr.	— 1 Tr.	+ $^1/_2$ Tr.	— 1 Tr.
3	5^{30} nachm.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$^1{}_2$ Tr.	$^1{}_2$ Tr.	$^1{}_2$ Tr.
4	8^{00} abends	— $^1/_2$ Tr.	— $^1/_2$ Tr.	— $^1/_2$ Tr.	— $^1/_2$ Tr.	— $^1/_2$ Tr.
5	24. IV. 9^{00} morgens	$^1/_2$ Tr.	2 N. $^1/_2$ Tr. 4 N. f.	4 N. $^1/_2$ Tr. 2 N. tr.	— $^1{}_2$ Tr.	— $^1{}_2$ Tr.
6	3^{30} nachm.	tr.	2 N. f. 4 N. tr.	tr.	tr.	tr.
7	25. IV. 10^{00} vorm.		tr.			

Es bedeuten in allen Tabellen: Tr. = Tropfen, f. = feucht, tr. = trocken, + $^1/_2$ Tr. = etwas mehr als ein halber Tropfen, — $^1{}_2$ Tr. = etwas weniger als ein halber Tropfen; wobei $^1/_2$ Tr. das flach gefüllte Nectarium bezeichnet, 1 Tr. seine größtmöglichste Füllung.

durch dreimaliges Aufspritzen und Wiederabsaugen von Wasser mit einer Pipette gewaschen und schließlich mit einem Pinsel getrocknet wurden. Es ist wohl anzunehmen, daß hierdurch jeglicher Rest von Nektar von der Oberfläche des Nectariums beseitigt wurde, ohne daß durch diese Behandlung das Nektargewebe in irgendeiner Weise beschädigt worden wäre. Die Nectarien der Blüten 1 und 2 wurden, sobald neue Tropfen auftraten, wieder abgesaugt, während die der Blüten 3, 4 und 5 überdies neuerlich, wie eben beschrieben, gewaschen wurden.

Aus Tab. 1 sieht man, daß die gewaschenen Nectarien Nr. 3, 4, 5 sich mit einigen kleinen Unterschieden genau so verhielten wie die nur abgesaugten (Nr. 1, 2). Nach sechsmaligem Absaugen oder Auswaschen war bei allen Blüten die Secretionstätigkeit erloschen. Die Zuckerkonzentration der letzten abgesaugten Tropfen war überall kaum geringer als im Anfang der Secretion.

Diese Tatsachen sprechen gegen Wilsons Anschauungen. Zunächst ist seine Angabe nicht richtig, daß man durch Auswaschen die Nectarien zum Stillstand bringen kann. Vielleicht hatte er ältere schon fast erschöpfte Blüten verwendet, vielleicht auch beim Auswaschen die Gewebe des Nectariums beschädigt. Ferner wäre nach seiner Theorie anzunehmen, daß die bloß abgesaugten Nectarien mehr secernieren würden, da sie Zuckerreste enthalten, die den ausgewaschenen fehlen. Dem war aber nicht so.

Auf drei der nunmehr trockenen Nectarien der Blüte 1 wurde am 25. IV., 10 Uhr vormittags eine Spur einer 10proz. Kalisalpeterlösung und auf die drei anderen ebensoviel einer 10proz. Glycerinlösung aufgetragen. Um 3 Uhr nachmittags zeigten alle Nectarien der Blüte 1 ungefähr einen halben Tropfen, der nach dem Absaugen auch beim kräftigen Erwärmen mit F. L. keine Reaktion auf Zucker gab. Auf die Nectarien der Blüte 2 wurde um dieselbe Zeit etwa 10proz. Rohrzuckerlösung gegeben, und um 3 Uhr enthielten alle einen halben Tropfen oder auch etwas mehr. Die Probe mit F. L. fiel stark positiv aus. Genau so wie Blüte 2 wurden die Nectarien der Blüte 3 und 5 behandelt, mit demselben Erfolg. In Blüte 4 wurde auf die Nectarien ein mit Wasser befeuchtetes Kryställchen Kalisalpeter gelegt. Nach 5 Stunden hatte die Feuchtigkeit in den Nectarien nicht stark zugenommen. Die Reaktion mit F. L. fiel auch hier wie bei Blüte 1 negativ aus. Nach dem Absaugen blieben die Nectarien aller fünf Blüten wieder vollkommen trocken.

Auf die Nectarien der Blüte 3 und 4 wurde dann noch eine Spur 10proz. Glycerinlösung gegeben. In 5 Stunden enthielten die Nectarien der Blüte 3 einen halben Tropfen, in dem man nach dem Absaugen und Erwärmen mit F. L. vereinzelt Kupferoxydulkrystalle fand, die wohl von dem vorher nicht vollständig entfernten invertierten Rohrzucker herrührten. Von den Nectarien der Blüte 4 waren zwei trocken, zwei feucht und zwei enthielten einen halben Tropfen. Die abgesaugte Flüssigkeit gab mit F. L. auch beim kräftigen Erwärmen keine Zuckerreaktion. Von der Blüte 5 wurden drei Nectarien mit 10proz. Kalisalpeterlösung und drei mit 10proz. Glycerinlösung behandelt. Die ersten drei Nectarien hatten in 5 Stunden einen halben Tropfen, die anderen sogar etwas mehr. Bei beiden fiel die Reaktion mit F. L. negativ aus. Alle Nectarien der nochmals behandelten Blüten blieben nach dem Absaugen vollkommen trocken.

Schnitte durch Nectarien, die durch Absaugen oder auch durch Waschen erschöpft wurden, ließen mit Jodjodkali behandelt nirgends mehr Stärke erkennen, während Nectarien vor dem Beginn der Secretion reichlich Stärke nicht nur im Saftgewebe, sondern auch im Gewebe darunter bis zu dem Gefäßbündel aufgespeichert hatten.

Es secernierten demnach die Nectarien, ob sie abgesaugt oder auch gewaschen wurden, so lange, bis alle Stärke abgebaut und in Form von Zucker ausgeschieden war. Daß, wie Wilson angibt, erschöpfte Nectarien durch Auftragen von Zuckerstückchen zu erneuter Nektarproduktion angeregt werden, ist unrichtig. Durch Aufgabe von Salz-, Glycerin- oder Rohrzuckerlösungen auf zum Stillstand gebrachte Nectarien wird dem sehr saftreichen Gewebe lediglich osmotisch Wasser entzogen. Daß die Tropfen, die bei Aufgabe von Rohrzuckerlösung hervortraten, mit F. L. stark positive Reaktionen gaben, beruht höchstwahrscheinlich nicht auf Zuckerproduktion durch das Nectarium, sondern auf Spaltung des Rohrzuckers durch Säuren oder Enzyme, die dem Nektargewebe mit dem Wasser osmotisch entzogen wurden. Es wurde zu den Versuchen auch reinste Saccharose (Kahlbaum) verwendet und durch Kontrolle festgestellt, daß diese im Reagensglas auch beim Erwärmen mit F. L. keine Spur von Reduktion hervorrief.

Zu dem folgenden Versuch wurden ebenfalls zwei ganz junge Blüten am 24. IV. 3^{45} Uhr nachmittags abgeschnitten und in Wasser gestellt. Die Nektartropfen wurden von beiden Blüten durch Absaugen mit der Pipette entfernt. Die Nectarien der Blüte 1 wurden dann mit Sublimatalkohol bepinselt und die der Blüte 2 mit Sublimatwasser. Um 6 Uhr nachmittags waren die Nectarien von beiden Blüten noch vollständig trocken geblieben. Gab man dann auf die Nectarien beider Blüten 10proz. Rohrzuckerlösung, so hatte bis 9 Uhr abends die Flüssigkeitsmenge sich kaum vermehrt. Mit F. L. gab diese eine stark positive Zuckerreaktion, was, wie oben schon erwähnt, auf eine Spaltung des Rohrzuckers zurückzuführen ist. Nach dem Absaugen waren die Nectarien am 25. IV. 9^{22} Uhr vormittags vollständig trocken geblieben. Auch nach Behandlung mit 10proz. Kalisalpeterlösung blieben die Nectarien trocken, d. h. es trocknete die aufgegebene Lösung ein.

Auf Querschnitten durch derart behandelte Nectarien war das Gewebe sehr geschrumpft und eingetrocknet. Auf Wasserzusatz quoll es wieder ungefähr zu seiner ursprünglichen Größe auf, doch blieben die Protoplasten stark kontrahiert, sie waren abgestorben. Mit Jodjodkali gab das Gewebe fast die Stärkereaktion wie ein junges unbehandeltes Nectarium. Es wurden also durch Behandlung der Nectarien mit wässeriger oder alkoholischer Sublimatlösung die Zellen abgetötet und damit die Secretion aufgehoben. Auch durch Aufgabe von Rohrzucker- und Kalisalpeterlösung wurde keine weitere Secretion erzielt.

Von einer schon etwas länger geöffneten Blüte, deren Antheren bereits aufgebrochen waren, wurden am 24. IV. 4 Uhr nachmittags nach dem Absaugen des Nektars die Blätter abgerissen. Ein Blatt wurde in eine Schale mit Wasser gelegt, so daß die Abreißstelle mit Wasser bedeckt, das Nectarium (Tab. 2, Nr. 1) aber nicht benetzt wurde. Aus dem zweiten Blatt wurde das Nectarium (Nr. 2) mit einem Rasiermesser herausgeschnitten und in eine Schale mit mit Methylenblau gefärbtem Wasser gelegt, so daß es darauf schwamm. Die übrigen vier Nectarien (Nr. 3—6) wurden ebenfalls herausgeschnitten und in eine Schale mit Wasser gelegt.

Tabelle 2.

Nr. der Absaugung	Tag und Stunde	Nectariumnummern 1	2	3—6
	24. IV. 6^{00} nachm.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.
2	9^{00} abends	$^1/_2$ Tr.	tr.	— $^1/_2$ Tr.
3	25. IV. 9^{15} vorm.	$^1/_2$ Tr.		tr.
4	3^{00} nachm.	tr.		

Aus Tab. 2 sieht man, daß die Nectarien zunächst alle gleichmäßig secernierten. Nectarium 1 blieb dann nach viermaligem Absaugen trocken und zeigte keine Stärke mehr im Gewebe. Nectarium 2 blieb schon nach dem zweiten Absaugen trocken und Nectarium 3—6 nach dem dritten. Auch bei den Nectarien 2—6 war auf Querschnitten keine Stärke mehr zu finden. Daß letztere die Secretion eher einstellten als Blatt 1, ist wohl darauf zurückzuführen, daß durch das Herausschneiden der Nectarien teilweise auch Zellen entfernt wurden, in denen Stärke vorhanden war oder daß wohl noch die Stärke zerlegt, aber nicht mehr secerniert wurde.

Auch aus diesem Versuch ist ersichtlich, daß ein Nectarium so lange secerniert als Stärke vorhanden ist, auch wenn man die Blütenblätter abreißt und in Wasser legt oder sogar die Nectarien vollkommen isoliert auf Wasser schwimmen läßt. Die Flüssigkeit im Nectarium 2 war etwas blau gefärbt. Es diffundierte also die von dem Nectarium aufgesogene Methylenblaulösung durch die Cuticula hindurch auf die Oberfläche des Nectariums.

Als weiteres Experiment wurde nun je eine Schale mit 3-, 5-, 7-, 10-, 12-, 15proz. Rohrzuckerlösung aufgestellt, die steigend mit 1—6 numeriert wurden. Von fünf gerade erst aufgebrochenen Blüten wurden am 25. IV. 5 Uhr nachmittags die Blätter nach dem Absaugen des Nektars abgetrennt und in die sechs Schalen gelegt, so daß die Abreißstellen vollständig mit Flüssigkeit bedeckt waren, die Nectarien aber selbst nicht benetzt wurden. Dabei wurden die Blätter so verteilt, daß in jede Schale ein Blatt von jeder Blüte kam. Die Nektartropfen wurden nach jeder Beobachtung wieder abgesaugt. Aus den Aufzeichnungen in Tab. 3 sieht man, daß die Nectarien in der Schale 1 mit 3proz. Rohrzuckerlösung schon nach sechsmaligem Absaugen trocken blieben, sich also so verhielten wie Nectarien an abgeschnittenen und in bloßes Wasser gestellten Blüten (vgl. Tab. 1). Die Blätter nahmen dann auch eine gelbe Farbe an, wie bei verblühten Exemplaren. In den Schalen 2 und 3 verhielten sich die Nectarien im ganzen gleich, doch reagierten die einzelnen Nectarien verschieden, einige waren schon nach dem sechsten Absaugen trocken, andere wurden selbst nach elfmaligem Absaugen noch feucht. Die abgesaugten Tropfen gaben bis zum letzten Augenblick stark positive Zuckerreaktionen. Die Nectarien in Schale 2 und 3 secernierten am längsten, wenn auch zum Schluß nur ganz wenig. Am 28. IV. wurde 9^{15} Uhr vormittags durch je ein Nectarium aus den Schalen 1—3 ein Schnitt mit Jodjodkali auf Stärke untersucht. Die Nectarien in Schale 1 hatten oberseits noch reichlich Stärke, nur in den untersten Schichten über den Gefäßbündeln war sie abgebaut. Im Nectarium aus Schale 2 war etwas mehr Stärke. Das Nectarium in Schale 3 hatte genau so viel Stärke wie ein ganz junges Nectarium vor der Secretion, außerdem fand sich noch im Gefäßbündelparenchym und im Gewebe darunter etwas Stärke.

Die Secretion in Schale 4 war schon von Anfang an nicht so stark wie bei Schale 1—3, ihre Dauer hielt aber lange an, nämlich bis zur zehnten Saugung. Ein Schnitt durch ein Nectarium aus dieser Schale am 28. IV. 6^{45} Uhr abends zeigte ungefähr dieselbe Stärkemenge an wie ein Nectarium aus Schale 3. Die Nectarien in der fünften Schale secernierten von Anfang an noch weniger als die in der vierten Schale und die in der sechsten Schale wieder weniger als die in der fünften. Ihre Secretionstätigkeit erlosch ungefähr zur selben Zeit, nämlich nach dem neunten Absaugen, also bedeutend früher als in allen anderen Zuckerschalen, aber später als in Schale 1. Auch in den letzten drei Schalen war die Zuckerkonzentration des Nektars bis zum Schluß ungefähr gleich stark. Dies wurde daraus geschlossen, daß die Menge des reduzierten Kupferoxyduls etwa die gleiche war, wenn der Tropfen in einem Uhrglas mit F. L. erwärmt wurde. Die Blätter in Schale 6 und zum Teil auch in Schale 5 und 4 hatten am 27. IV. 9^{40} Uhr vormittags schon die

Tabelle 3.

Nr. der Absaugung	Tag u. Stunde	Schalennummern 1 (3 vH.)	2 (5 vH.)	3 (7 vH.)	4 (10 vH.)	5 (12 vH.)	6 (15 vH.)
	26. IV.						
	9^{30} vorm.	1 Tr.	1 Tr.	1 Tr.	— 1 Tr.	$^3/_4$ Tr.	+ $^1/_2$ Tr.
2							
	2^{00} nachm.	+ $^1/_2$ Tr.	+ $^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	— $^1/_2$ Tr.	+ $^1/_2$ Tr.
3							
	8^{00} abends	$^3/_4$ Tr.	+ $^1/_2$ Tr.	+ $^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	— $^1/_2$ Tr. 4 N. $^1/_4$ Tr.
4							
	27. IV.						
	9^{40} vorm.	— $^1/_2$ Tr.	+ $^1/_2$ Tr.	+ $^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	— $^1/_2$ Tr.	1 N. — $^1/_2$ Tr.
5							
	4^{30} nachm.	— $^1/_4$ Tr.	— $^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	— $^1/_2$ Tr.	f.
6							
	8^{45} abends	tr.	2 N. tr. 3 N. $^1/_4$ Tr.	1 N. tr. 2 N. f. 2 N. — $^1/_2$ Tr.	1 N. — $^1/_4$ Tr. 4 N. — $^1/_2$ Tr.	1 N. f. 4 N. — $^1/_4$ Tr.	3 N. f. 2 N. tr.
7							
	28. IV.		2 N. tr.	1 N. tr.	2 N. tr.		
	9^{15} vorm.		1 N. $^1/_4$ Tr. 2 N. $^3/_4$ Tr.	2 N. f. 2 N. — $^1/_2$ Tr.	1 N. f. 2 N. — $^1/_2$ Tr.	2 N. $^1/_4$ Tr. 3 N. — $^1/_2$ Tr.	f.
8							
	6^{45} abends		1 N. tr. 3 N. — $^1/_2$ Tr.	1 N. tr. 1 N. f. 2 N. — $^1/_2$ Tr.	2 N. f. 1 N. — $^1/_4$ Tr. 2 N. — $^1/_2$ Tr.	1 N. f. 1 N. — $^1/_4$ Tr. 2 N. — $^1/_2$ Tr.	2 N. f. 2 N. tr.
9							
	29. IV.						
	9^{40} vorm.		1 N. tr. 3 N. — $^1/_2$ Tr.	2 N. f. 2 N. — $^1/_2$ Tr.	1 N. tr. 3 N. $^1/_4$ Tr.	tr.	tr.
10							
	6^{00} nachm.		4 N. f.	2 N. tr. 2 N. — $^1/_4$ Tr.	1 N. tr. 3 N. — $^1/_4$ Tr.		
11							
	30. IV.						
	11^{00} vorm.		1 N. tr. 3 N. f.	2 N. tr. 2 N. f.	tr.		

Der Doppelstrich in den Tabellen bedeutet, daß hier die Secretion der Nectarien auf Wasser aufhört.

gelbe Verblühfarbe angenommen, während die Blätter in den anderen Schalen noch ihre frische rote Farbe um diese Zeit hatten. Auf Schnitten von Nectarien aus Schale 5 und 6 findet man ungefähr soviel Stärke wie im Nectarium aus Schale 1.

Es verhielten sich also die Nectarien in 3proz. Rohrzuckerlösung ganz normal, d. h. wie solche in Wasser mit dem einen Unterschied, daß noch am Schluß der Secretion Stärke im Saftgewebe und darunter vorhanden

war. Nur die in jungen Nectarien zu unterst befindlichen Stärkemengen waren hier verschwunden. Da nun beiderlei Nectarien gleichlang und etwa gleiche Mengen Zucker ausschieden, ist anzunehmen, daß die Nectarien in 3proz. Rohrzuckerlösung diese aufnahmen, invertierten und dann nach außen ausschieden. Oder es wurde die zur Secretion abgebaute Stärke immer wieder durch Neubildung aus dem vom Blatt aufgenommenen Rohrzucker ersetzt. In Schale 2, 3 und 4 kann man geradezu von einer Fütterung der Nectarien sprechen, denn hier wurde die Secretionsdauer durch die Darbietung von Zuckerwasser verlängert. Am günstigsten verhielten sich dabei die Nectarien in der 5- und 7proz. Rohrzuckerlösung. Auch in Schale 5 (12 vH.) war die Secretionsdauer länger als in Schale 1, aber die Nektarmenge war deutlich vermindert. Die Ursache dieser Erscheinung ist wohl die, daß eine derartige Konzentration der Zuckerlösung durch ihre osmotische Saugkraft bereits die Wasseraufnahme seitens der Zellen beeinträchtigt. Dies kam bei den Nectarien in Schale 6 (15 vH.) noch in stärkerem Maße zum Ausdruck, denn nach fünfmaligem Absaugen wurden die Nectarien nur noch feucht, nach neunmaligem Absaugen blieben sie trocken wie in Schale 1. Doch fand sich auch hier am Ende der Secretion noch so viel Stärke wie in Schale 1, es hatte also auch hier wohl Zuckeraufnahme stattgefunden.

Um zu sehen, wie die Nectarien auf Glycerin- und Kalisalpeterlösungen im Vergleich zu Rohrzuckerlösungen reagierten, wurden die Schalen jetzt mit 3-, 7-, 12-, 15-, 20-, 25proz. Rohrzuckerlösung gefüllt. Außerdem wurden sechs Schalen mit Glycerinlösungen und sechs Schalen mit Kalisalpeterlösungen aufgestellt, die den einzelnen Rohrzuckerlösungen isosmotisch waren. Die zu diesem Versuch verwandten neun Blüten waren schon etwas älter, die Antheren waren schon teilweise aufgebrochen, aber auf Schnitten durch die Nectarien konnte man noch eine beträchtliche Menge Stärke wahrnehmen. Nach dem Absaugen des Nektars von diesen neun Blüten wurden am 30. IV. 11 Uhr vormittags die Blätter abgetrennt und die Blätter von drei Blüten in die sechs Schalen mit den Rohrzuckerlösungen so verteilt, daß in jede Schale von jeder Blüte ein Blatt kam. Ebenso wurden die Blätter von drei Blüten in die Schalen mit den Glycerinlösungen und die Blätter der restlichen drei Blüten in die Schalen mit den Kalisalpeterlösungen wie oben verteilt. Als Kontrolle wurden vier Blätter von einer anderen gleichaltrigen Blüte auf Wasser beobachtet.

Wenn auch die Blüten nicht mehr ganz jung waren, so kann man doch aus den Aufzeichnungen in Tab. 4 a sehen, daß die Nectarien der Blätter in den Rohrzuckerlösungen bis zur 20proz. Lösung länger secernierten als die Nectarien einer gleichaltrigen Blüte auf Wasser (Tab. 4 d). Hier blieben sie schon nach zweimaligem Absaugen trocken, während

Tabelle 4a.

Nr. der Absaugung	Tag u. Stunde	Schalen mit den Rohrzuckerlösungen					
		1 (3 vH.)	2 (7 vH.)	3 (12 vH.)	4 (15 vH.)	5 (20 vH.)	6 (25 vH.)
2	30. IV. 9⁰⁰ abends	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$+^1/_2$ Tr.	$-^1/_2$ Tr.	2 N. f. 1 N $^1/_4$ Tr.
3	I. V. 10^{15} vorm.	2 N. tr. 1 N. f.	2 N. f. 1 N. tr.	2 N. f. 1 N. $^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	2 N. tr. 1 N. $-^1/_4$ Tr.	tr.
	6^{30} abends	tr.	f.	2 N. $^1/_2$ Tr. 1 N. — 1 Tr.	$^1/_2$ Tr.	tr.	

Tabelle 4b.

Nr. der Absaugung	Tag u. Stunde	Schalen mit den isosmotischen Glycerinlösungen					
		1	2	3	4	5	6
2	30. IV. 9⁰⁰ abends	1 N. f. 2 N. $-^1/_2$ Tr.	1 N. $^1/_4$ Tr. 2 N. $^1/_2$ Tr.	1 N. $^1/_4$ Tr. 2 N. $^1/_2$ Tr.	1 N. $^1/_4$ Tr. 2 N. $-^1/_2$ Tr.	1 N. $+^1/_2$ Tr. 2 N. $-^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.
	1. V. 10^{15} vorm.	tr.	tr.	tr.	tr.	tr.	tr.

Tabelle 4c.

Nr. der Absaugung	Tag u. Stunde	Schalen mit den isosmotischen Kalisalpeterlösungen					
		1	2	3	4	5	6
2	30. IV. 9⁰⁰ abends	2 N. $^1/_4$ Tr. 1 N. $^1/_2$ Tr.	2 N. f. 1 N. $-^1/_2$ Tr.	1 N. tr. 2 N. $-^1/_2$ Tr.	1 N. f. 2 N. $-^1/_2$ Tr.	1 N. f. 1 N. $^1/_4$ Tr. 1 N. $^1/_2$ Tr.	tr.
	1. V. 10^{15} vorm.	tr.	tr.	tr.	tr.	2 N. tr. 1 N. $-^1/_2$ Tr.	

Tabelle 4d.

Nr. der Absaugung	Tag und Stunde	Schale mit Wasser
2	30. IV. 9⁰⁰ abends	2 N. $^1/_2$ Tr. 2 N. $+^1/_2$ Tr.
	1. V. 10^{15} vorm.	tr.

in den Rohrzuckerlösungen die Nectarien in den 7-, 12- und 15proz. Lösungen noch nach dreimaligem Absaugen secernierten. Die Nectarien der in Wasser gehaltenen Blätter (Tab. 4 d) enthielten am 1. V. 10^{15} Uhr vormittags keine Stärke mehr im Gewebe, dagegen enthielten alle Nectarien aus Tab. 4 a am 1. V. 6^{30} Uhr abends Stärke. Die Nectarien in Schale 1 und 2 hatten allerdings ihre Stärke im Nektargewebe selbst verbraucht, doch fand sich solche im basalen Teil des Blumenblattes. Sie war wohl aus dem aufgenommenen Rohrzucker gebildet worden. In Schale 2 kam dazu noch Stärke im Gefäßbündelparenchym unter dem Nectarium. Die Nectarien der Schale 3—6 enthielten so viel Stärke wie ein junges Nectarium vor der Secretion, also bedeutend mehr als vor dem Einlegen der Blätter. Es wurde also auch hier besonders von den Nectarien in Schale 3—6 Zucker in reichlichem Maße aufgenommen und als Stärke gespeichert.

Die Nectarien in den Glycerin- und Kalisalpeterlösungen (Tab. 4b und c) stellten ihre Secretion schon nach dem zweiten Absaugen ein, in Schale 6 (Tab. 4c) blieben die Nectarien bereits nach dem ersten Mal trocken. Man findet auf Schnitten durch die Nectarien auch überall keine Stärke mehr, nur in den Nectarien in Schale 6 (Tab. 4c). Die in Tab. 4b und c am 30. IV. 9 Uhr abends abgesaugten Tropfen gaben mit F. L. stark positive Zuckerreaktion. Es fand sich aber auch Salpeter auf den in Kalisalpeterlösungen schwimmenden Nectarien, denn eine Probe mit Diphenylaminschwefelsäure auf Salpetersäure fiel positiv aus, im Tropfen aus Schale 1 waren nur Spuren davon nachweisbar. Es werden also nicht nur Zuckerlösungen aufgenommen und von den Nectarien ausgeschieden, sondern auch Kalisalpeter- und wahrscheinlich auch Glycerinlösungen.

Der letzte Versuch wurde, da, wie oben erwähnt, die Blüten nicht ganz frisch waren, noch einmal mit ganz jungen Blüten angestellt. Außerdem wurde noch eine vierte Reihe Schalen mit Traubenzuckerlösungen gefüllt, die den schon vorhandenen einzelnen Lösungen isosmotisch waren. Zu gleicher Zeit wurde eine gleich junge Blüte nach dem Abtrennen der Blütenblätter und Einlegen in eine Schale mit Wasser zur Kontrolle beobachtet. Alle Blüten wurden am 2. V. 1^{30} Uhr nachmittags abgesaugt, dann die Blätter nach dem Abtrennen in die einzelnen Schalen gelegt, und zwar so, daß in die Rohrzucker- und Traubenzuckerlösungen je zwei Blüten verteilt wurden (also zwei Blätter pro Schale) und in den Kalisalpeter- und Glycerinlösungen je drei Blätter von im ganzen drei Blüten schwammen.

Aus Tab. 5e sieht man, daß die Nectarien nach viermaligem Absaugen auf Wasser trocken blieben. Auf 3proz. Rohrzuckerlösung (Schale 1, Tab. 5a) verhielten sich die Nectarien ebenso. Auf Schnitten durch diese Nectarien fand man dann noch ganz geringe Spuren von

Tabelle 5a.

Nr. der Absaugung	Tag u. Stunde	Schalen mit den Rohrzuckerlösungen					
		1 (3 vH.)	2 (7 vH.)	3 (12 vH.)	4 (15 vH.)	5 (20 vH.)	6 (25 vH.)
	2. V. 8^{15} abends	1 N. $^1/_2$ Tr. 1 N. $+^1/_2$ Tr.	1 N. $^1/_2$ Tr. 1 N. $+^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$-^1/_2$ Tr.	$^1/_4$ Tr.
2	3. V. 10^{45} vorm.	— 1 Tr.	— 1 Tr.	$^1/_2$ Tr.	$-^1/_2$ Tr.	1 N. $^3/_4$ Tr. 1 N. $^1/_4$ Tr.	1 N. f. 1 N. $+^1/_2$ Tr.
3	8^{30} abends	1 N. $^1/_2$ Tr. 1 N. $+^1/_2$ Tr.	1 N. $+^1/_2$ Tr. 1 N. $^3/_4$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	1 N. f. 1 N. tr.	1 N. f. 1 N. tr.
4	4. V. 10^{00} vorm.	tr.	$+^1/_2$ Tr.	1 N. f. 1 N. $^1/_4$ Tr.	1 N. $^1/_4$ Tr. 1 N. $-^1/_2$ Tr.	1 N. f. 1 N. tr.	1 N. f. 1 N. tr.
5	5^{15} nachm.		1 N f. 1 N. $^1/_4$ Tr.	1 N. tr. 1 N. f.	1 N. tr. 1 N. f.	tr.	tr.
6	8^{45} abends		f.	tr.	tr.		
7	5. V. 9^{30} vorm.		1 N. f. 1 N. $-^1/_4$ Tr.				

Tabelle 5b.

Nr der Absaugung	Tag u. Stunde	Schalen mit den isosmotischen Traubenzuckerlösungen					
		1	2	3	4	5	6
	2. V. 8^{15} abends	1 N. $-^1/_2$ Tr. 1 N. $^1/_4$ Tr.	1 N. $^1/_2$ Tr. 1 N. $^1/_4$ Tr.	1 N. f. 1 N. $-^1/_2$ Tr.	1 N. f. 1 N. $^1/_4$ Tr.	1 N. tr. 1 N. f.	tr.
1	3. V. 10^{45} vorm.	— 1 Tr.	— 1 Tr.	$^3/_4$ Tr.	$+^1/_2$ Tr.	1 N. $^1/_2$ Tr. 1 N. $+^1/_2$ Tr.	f.
2	8^{30} abends	1 Tr.	1 Tr.	— 1 Tr.	$^3/_4$ Tr.	1 N. $^1/_2$ Tr. 1 N. $+^1/_2$ Tr.	tr.
3	4. V. 10^{00} vorm.	1 N. 1 Tr. 1 N. — 1 Tr.	1 N. 1 Tr. 1 N. $^3/_4$ Tr.	1 N. $^3/_4$ Tr. 1 N. $-^3/_4$ Tr.	1 N. $^3/_4$ Tr. 1 N. $+^3/_4$ Tr.	1 N. $^1/_2$ Tr. 1 N. $-^3/_4$ Tr.	
4	5^{15} nachm.	1 N. tr. 1 N. f.	1 N. tr. 1 N. $^1/_4$ Tr.	$-^1/_2$ Tr.	$^1/_2$ Tr.	1 N. $^1/_2$ Tr. 1 N. $^1/_4$ Tr.	
5	8^{45} abends	tr.	tr.	f.	1 N. f. 1 N. $^1/_4$ Tr.	1 N. tr. 1 N. $^1/_4$ Tr.	
6	5. V. 9^{30} vorm.			f.	$^1/_4$ Tr.	1 N. tr. 1 N. $^1/_4$ Tr.	

Stärke, während die Nectarien in Wasser (Tab. 5e) nach dem Trockenbleiben keine Stärke mehr enthielten. Die Nectarien auf 7proz. Rohrzuckerlösung (Schale 2, Tab. 5a) secernierten am längsten. Hier fand man auf Schnitten durch die Nectarien nach siebenmaligem Absaugen, wo sie immer noch secernierten, noch eine beträchtliche Menge Stärke im Saftgewebe und in den darunter liegenden Zellschichten. Es wurde hier also reichlich Rohrzucker aufgenommen. In 12proz. Rohrzuckerlösung (Schale 3, Tab. 5a) verhielten sich die Nectarien nicht mehr so günstig. Sie secernierten aber dennoch länger als die Nectarien in Schale 1, auch war in einem Schnitt, der nach siebenmaligem Absaugen

Tabelle 5c.

Nr. der Absaugung	Tag u. Stunde	Schalen mit den isosmotischen Glycerinlösungen 1		3	4	5	6
	2. V. 8^{15} abends	3N. $+\frac{1}{2}$Tr.	3N. $+\frac{1}{2}$Tr.	3N. $\frac{1}{2}$Tr.	2N. $\frac{1}{2}$Tr. 1N. $+\frac{1}{2}$Tr.	3N. $\frac{1}{2}$Tr.	3N. $-\frac{1}{2}$Tr.
2	3. V. 10^{45} vorm.	1N. $\frac{1}{4}$Tr. 1N. $\frac{1}{2}$Tr. 1N. $-\frac{1}{2}$Tr.	1N. $\frac{1}{4}$Tr. 1N. $\frac{1}{2}$Tr. 1N. $-\frac{1}{2}$Tr.	3N. $-\frac{1}{2}$Tr.	3N. $-\frac{1}{2}$Tr.	3N. $-\frac{1}{2}$Tr.	3N. $-\frac{1}{2}$Tr.
3	8^{30} abends	1N. tr. 1N. f. 1N. $\frac{1}{4}$Tr.	2N. f. 1N. $\frac{1}{4}$Tr.	2N. f. 1N. $+\frac{1}{2}$Tr.	3N. f.	2N. f. 1N. $\frac{1}{4}$Tr.	3N. f.
4	4. V. 10^{00} vorm.	tr.	tr.	tr.	2N. tr. 1N. f.	2N. tr. 1N. f.	tr.

Tabelle 5d.

Nr. der Absaugung	Tag u. Stunde	Schalen mit den isosmotischen Kalisalpeterlösungen 1	2	3	4	5	6
	2. V. 8^{15} abends	3N. $-$1Tr.	3N. $+\frac{1}{2}$Tr.	1N. $\frac{1}{2}$Tr. 2N. $-\frac{1}{2}$Tr.	1N. $\frac{1}{2}$Tr. 2N. $-\frac{1}{2}$Tr.	3N. $-\frac{1}{2}$Tr.	3N. $+\frac{1}{4}$Tr.
2	3. V. 10^{45} vorm.	2N. $\frac{1}{2}$Tr. 1N. f.	1N. f. 2N. $\frac{1}{4}$Tr.	f.	f.	tr.	tr.
3	8^{30} abends	f.	1N. tr. 2N. f.	tr.	tr.		
4	4. V. 10^{00} vorm.	tr.	tr.				

gemacht wurde, genau so viel Stärke zu finden wie bei einem ganz jungen Nectarium vor der Secretion. Ebenso war auch das Verhalten der Nectarien in Schale 4 (15 vH.). Dagegen blieben die Nectarien in Schale 5 und 6 (20 vH. und 25 vH.) schon nach dreimaligem Absaugen zum Teil trocken, auch war hier die Secretionsmenge von Anfang an geringer als in den anderen Schalen. Nach dem Trockenbleiben der Nectarien der

Tabelle 5e.

Nr. der Absaugung	Tag und Stunde	Schale mit Wasser
	2. V. 8^{15} abends	5 N. 1 Tr. 1 N. $^3/_4$ Tr.
2	3. V. 10^{45} vorm.	3 N. $^3/_4$ Tr. 3 N. $^1/_2$ Tr.
3	8^{30} abends	3 N. f. 3 N. + $^1/_4$ Tr.
4	4. V. 10^{00} vorm.	tr.

drei letzten Schalen fand man in ihnen ebensoviel Stärke wie in den Nectarien der dritten Schale. Hier wurde also aus den Lösungen noch reichlich Zucker aufgenommen und als Stärke abgelagert, doch waren die Nectarien nicht mehr imstande diese Stärke zu verarbeiten und als Zucker auszuscheiden. Die hohe Konzentration der Lösung, in der sie sich befanden, hat also die Secretionstätigkeit beeinträchtigt, wahrscheinlich durch Wasserentzug aus den Geweben.

Die beiden Blüten, die in die Traubenzuckerlösungen gelegt wurden, waren noch nicht aufgebrochen und fingen gerade erst an zu secernieren. Es wurde also hier der erste Tropfen nicht abgesaugt, und ihre Secretion würde auch ohne jegliche Behandlung länger gedauert haben als bei den Nectarien in Tab. 5e. Aus diesem Grunde blieben die Blätter in Schale 1 (Tab. 5b) auch erst nach dem fünften Absaugen trocken und verhielten sich demnach mit dieser Einschränkung wie die Nectarien auf Wasser. Das Verhalten in Schale 2 war ähnlich. Auf Schnitten durch diese Nectarien fand man auch alle vorher zur Secretion aufgespeicherte Stärke verbraucht, nur am basalen Teil des Blattes im Gefäßbündelparenchym fand sich Stärke, die aus dem aufgenommenen Traubenzucker gebildet war, und zwar hatten die Blätter in Schale 2

bedeutend mehr Stärke als in Schale 1. Am längsten secernierten die Nectarien in Schale 3, 4 und 5, obwohl sie das erste Mal bedeutend weniger Flüssigkeit auf der Oberfläche aufzuweisen hatten als die Blätter in Schale 1 und 2. Nach sechsmaligem Absaugen secernierten sie immer noch, wenn auch ganz geringe Spuren nur. In Schale 4 und 5 enthielten dann die Nectarien so viel Stärke wie vor der Secretion, sogar außerdem noch im Gefäßbündelparenchym und im Gewebe darunter. Der Stärkegehalt in Schale 3 war ungefähr so wie bei den Nectarien in Schale 2, außerdem fand sich in den obersten zwei Zellagen, dem eigentlichen Saftgewebe, noch Stärke. Fast gar nicht secernierten die Nectarien in Schale 6, wo sich erst nach 20 Stunden etwas Flüssigkeit auf ihnen fand, in der Folge blieben sie aber trocken. Sie enthielten daher auch ungefähr die Stärkemenge, die vor der Secretion vorhanden war. Hier hatte also wieder der hohe osmotische Druck der Traubenzuckerlösung das Nectarium trotz des großen Stärkevorrates an der Secretionstätigkeit gehindert.

In den verschiedenen Glycerinlösungen war das Verhalten der Nectarien mit einigen kleinen Unterschieden im ganzen gleich. Nach viermaligem Absaugen waren von den 18 Nectarien 16 trocken, nur zwei wurden nochmals etwas feucht (Schale 4 und 5, Tab. 5c). Sie verhielten sich also genau wie eine gleichaltrige Blüte auf Wasser. Stärke war dann in allen Nectarien verschwunden, nur in Schale 6 fand sich — aber nur sehr wenig — Stärke in den untersten Zellagen über den Gefäßbündeln.

Ganz anders waren dagegen die Verhältnisse in den Kalisalpeterlösungen (Tab. 5d). Ziemlich normal wie in Wasser secernierten noch die Nectarien in Schale 1 und 2, nach viermaligem Absaugen blieben sie trocken. In Schale 3 und 4 wurde dieses Ergebnis nach dreimaligem und in Schale 5 und 6 schon nach zweimaligem Absaugen erreicht. Das Secret gab jedesmal im Verhältnis zu seiner Menge eine stark positive Zuckerreaktion. Außerdem aber fand sich mit Ausnahme von den Nectarien in Schale 1 und 2, wo im Nektar nur Spuren von Salpetersäure nachweisbar waren, so viel Salpetersäure, daß die Reaktion mit Diphenylamin-Schwefelsäure stark positiv ausfiel. Die Nectarien von Schale 1 und 2 enthielten dann keine Stärke, in Schale 3 und 4 dagegen waren im Saftgewebe noch Spuren vorhanden. In Schale 5 enthielten die Nectarien noch eine reichliche Menge Stärke, die bei Schale 6 noch größer war.

Die in Tab. 5c auf Wasser trocken gebliebenen Nectarien wurden am 4. Mai um 10 Uhr vormittags in Rohrzucker- und Traubenzuckerlösungen gelegt, und zwar je ein Blatt in 7proz., 12proz. und 15proz. Rohrzuckerlösung und die anderen drei Blätter in die drei Schalen mit den Traubenzuckerlösungen, die den drei Rohrzuckerlösungen isosmotisch waren. In 5 Stunden war keine Spur von Flüssigkeit auf den Nec-

tarien zu finden. Es war also — wenigstens in dieser Zeit — nicht möglich, Nectarien, die auf Wasser erschöpft wurden, durch Fütterung mit Zucker wieder zur Secretion zu bringen.

An vier Blüten wurden am Stengel durch vier- bzw. fünfmaliges Absaugen die Nectarien erschöpft. Dann wurden am 3. Mai 10^{45} Uhr vormittags die Blütenblätter abgerissen und die Blätter von zwei Blüten in sechs Schalen mit den schon vorher benutzten Rohrzuckerlösungen gelegt, während die Blätter der zwei anderen Blüten in sechs Schalen mit den entsprechenden Traubenzuckerlösungen verteilt wurden. Um 8^{30} Uhr abends waren die Nectarien der einen Blüte in den Rohrzuckerlösungen trocken und von der anderen waren nur die Nectarien in Schale 1 und 2 feucht. Ebenso blieben auch die Nectarien der einen Blüte in den Traubenzuckerlösungen trocken, während von der anderen Blüte die Nectarien in Schale 3, 4, 5 und 6 etwas feucht wurden. Es ist anzunehmen, daß die ganz geringe Secretion einiger Nectarien unabhängig von den Zuckerlösungen erfolgt ist, da ja die meisten Nectarien trocken blieben. Der Versuch ergab also dasselbe Resultat wie der vorhergehende.

Nun wurde nochmals eine Blüte am Stengel durch Absaugen und Waschen zum Stillstand der Secretion gebracht. Dann wurde auf ein Nectarium etwas 15proz. Rohrzuckerlösung, auf ein anderes etwas isosmotische Traubenzuckerlösung, auf je zwei etwas Glycerinlösung und die restlichen zwei etwas Kalisalpeterlösung gegeben, welche Lösungen den beiden ersten auch isosmotisch waren. Die letzten vier Nectarien hatten nach 5 Stunden alle ungefähr einen viertel Tropfen, der aber keine Zuckerreaktion gab. Die beiden ersten Nectarien hatten einen halben Tropfen, der mit F. L. stark positive Zuckerreaktion gab, wobei wieder anzunehmen ist, daß der aufgetragene Rohrzucker invertiert wurde. Nach dem Absaugen der Flüssigkeit blieben alle Nectarien wieder trocken.

Ein Vergleich der Resultate in den isosmotischen Rohr-, Traubenzucker-, Glycerin- und Kalisalpeterlösungen läßt folgendes erkennen: Die Secretionstätigkeit hängt nicht allein von dem osmotischen Druck der zugeführten Lösung ab. Die Zuckerlösungen wirkten erst bei einem osmotischen Druck von 17,25 Atm. (entsprechend 25 vH. Rohrzucker) an deutlich hemmend, indem keine oder fast keine Flüssigkeit ausgeschieden wurde. Die Kalisalpeterlösung schon von 8,28 Atm. (entsprechend 12 vH. Rohrzucker) an, Glycerinlösung hemmte auch bei 17,25 Atm. nicht nennenswert. Bei den Zuckerlösungen läßt sich nicht entscheiden, ob die schließlich vorhandene Stärke noch die ursprüngliche oder nachträglich aus dem Zucker gebildet war. Dagegen hatte Kalisalpeter den Stärkeabbau nachweislich sistiert, Glycerin aber ihn nicht beeinträchtigt. Da Kalisalpeter reichlich aufgenommen wurde,

wäre an eine direkt schädigende Wirkung dieses Salzes in höheren Konzentrationen zu denken. Der Unterschied zwischen Zucker und Glycerin ist schwerer verständlich, besonders da es nicht möglich was, dieses im Tropfen nachzuweisen. Ich möchte annehmen, daß es von dem Blatt leichter aufgenommen wurde als der Zucker, daher auch in höheren Konzentrationen dem Blatt aus der benetzten Schnittfläche kein Wasser entzog im Gegensatz zu den Zuckern, die dies in höheren Konzentrationen anscheinend taten.

Ergebnisse der physiologischen Versuche.

Das Resultat der vorstehenden Versuche, besonders der mit *Fritillaria imperialis*, läßt sich folgendermaßen kurz zusammenfassen:

Nectarien, die vorsichtig aber gründlich gewaschen wurden, secernieren genau so lange wie andere gleichen Alters, die nur mit einer Pipette abgesaugt wurden. Ein vorzeitiger Stillstand der Secretion nach Waschung, wie sie Wilson angibt, kann also nur auf eine Beschädigung der epidermalen Zellen des Nectariums durch zu energisches Ausspritzen und Trocknen zurückzuführen sein. Wilson mag auch nicht mehr ganz frische und keine gleichaltrigen Blüten zu seinen Versuchen verwandt haben, so daß er zu der fälschlichen Anschauung kam, daß man Nectarien durch Waschungen zum vorzeitigen Stillstand bringen könne. Durch die vorsichtigen Waschungen, wie sie von mir angestellt wurden, ist aller Wahrscheinlichkeit nach jede Spur von osmotisch wirksamer Substanz von der Oberfläche der Nectarien und damit auch deren Wasser entziehende Wirkung beseitigt. Trotzdem secernierten die gewaschenen Nectarien so lange wie Rohstoffe zur Nektarbereitung vorhanden waren, und zwar ebenso lange wie solche, die nur abgesaugt waren, also Reste des Zuckers behielten, oder auch solche, die sich selbst überlassen wurden. Alle erschöpften Nectarien hatten, obwohl sie zu Beginn der Secretion sehr reichlich Stärke im Gewebe aufzuweisen hatten, schließlich keine Spur von Stärke mehr.

Auch die Behauptung Wilsons, daß durch Waschen erschöpfte Nectarien nach Aufgabe von Zuckerstückchen ihre Secretion wieder aufnehmen, ist falsch. Es entsteht wohl nach Hinzufügung einer 10proz. Rohrzuckerlösung ein Tropfen auf dem Nectarium, nach dessen Entfernung auch unter den günstigsten Bedingungen das Nectarium vollkommen trocken bleibt. Dieser Tropfen ist weiter nichts als osmotisch entzogene Flüssigkeit, denn er tritt auch nach Aufgabe von isosmotischen Salz- und Glycerinlösungen auf erschöpften Nectarien hervor und gibt dann mit F. L. keine Zuckerreaktion.

Durch Legen der Blüten in Rohrzuckerlösungen kann man die Nectarien füttern, d. h. der aufgesogene Zucker wird, vielleicht nach vorheriger Umwandlung in Stärke, wieder als Traubenzucker ausgeschieden.

In 3proz. Lösung wird fast gar kein Zucker gespeichert, die Secretion ist auch von normaler Dauer. Am günstigsten wirken Lösungen von 7—15 vH. Hier dauert die Secretion bedeutend länger als in Wasser, und am Schluß der Secretion findet sich im Nektargewebe fast soviel Stärke wie zu Beginn. In den stärker konzentrierten Lösungen bis 25 vH. wird auch sehr viel Stärke gespeichert, aber durch die hohe Konzentration der Außenlösung wird die Secretionsmenge sehr vermindert oder die Secretion fast ganz unterdrückt.

Ein Versuch mit den Rohrzuckerlösungen isotonischen Traubenzuckerlösungen erbrachte beinahe dieselben Resultate. Die Secretionsdauer nahm mit steigenden Lösungen zu, nur in den konzentriertesten Lösungen nahm sie wieder ab und hörte beinahe ganz auf. Der Stärkegehalt nahm wie in den Rohrzuckerlösungen steigend zu.

Auf den isosmotischen Kalisalpeterlösungen nimmt die Secretionsdauer und -menge mit steigendem Prozentgehalt gegenüber reinem Wasser ab, auf den Glycerinlösungen ist sie ziemlich gleich wie auf Wasser, es findet sich daher auch zum Schluß der Secretion keine Stärke. In den Nectarien auf den Salpeterlösungen findet sich nur dort Stärke, wo die Secretionsdauer verringert wurde, und zwar in zunehmender Menge mit dem steigenden Prozentgehalt der Lösungen. Kalisalpeter wird vom Nectarium aufgenommen und ausgeschieden, ebenso Methylenblau.

An der Pflanze durch Absaugen erschöpfte Nectarien beginnen auch dann nicht wieder zu secernieren, wenn man die abgetrennten Blätter auf Zuckerlösungen legt.

Nectarien verschiedener Pflanzen, die mit sublimathaltigem Wasser oder Alkohol bepinselt worden waren, stellten ihre Secretion dauernd ein. Sie waren durch diese Behandlung getötet worden und sind dann nicht mehr in der Lage zu secernieren. Daraus läßt sich schließen, daß die Secretion ausschließlich durch aktive Tätigkeit der Protoplasten des Nektargewebes erfolgt. Zur Ausscheidung kommt, wie die früheren Versuche zeigen, der fertige Nektar. Bei reichlicher Nektarproduktion ist der osmotische Wert der ausgeschiedenen Lösung wohl zu gering, um seinerseits dem Nectarium Wasser zu entziehen. Denn Haupt gibt für Nectarien osmotische Drucke bis etwa 10 vH. KNO_3 an. Trocknet indessen der Nektartropfen allmählich ein, so kann er sicherlich osmotisch Wasser aus dem Gewebe anziehen.

In ihrer Secretionstätigkeit entsprechen also die Nectarien jenen Hydathoden, die nach Haberlandt (17) durch aktive Tätigkeit der beteiligten Zellen die Wasserausscheidung bewirken. Vom Blutungsdruck sind sie vielfach unabhängig, da sie auch an abgetrennten Blüten und Blättern oder aus dem Gewebeverband herausgeschnitten in Wasser weiter secernieren.

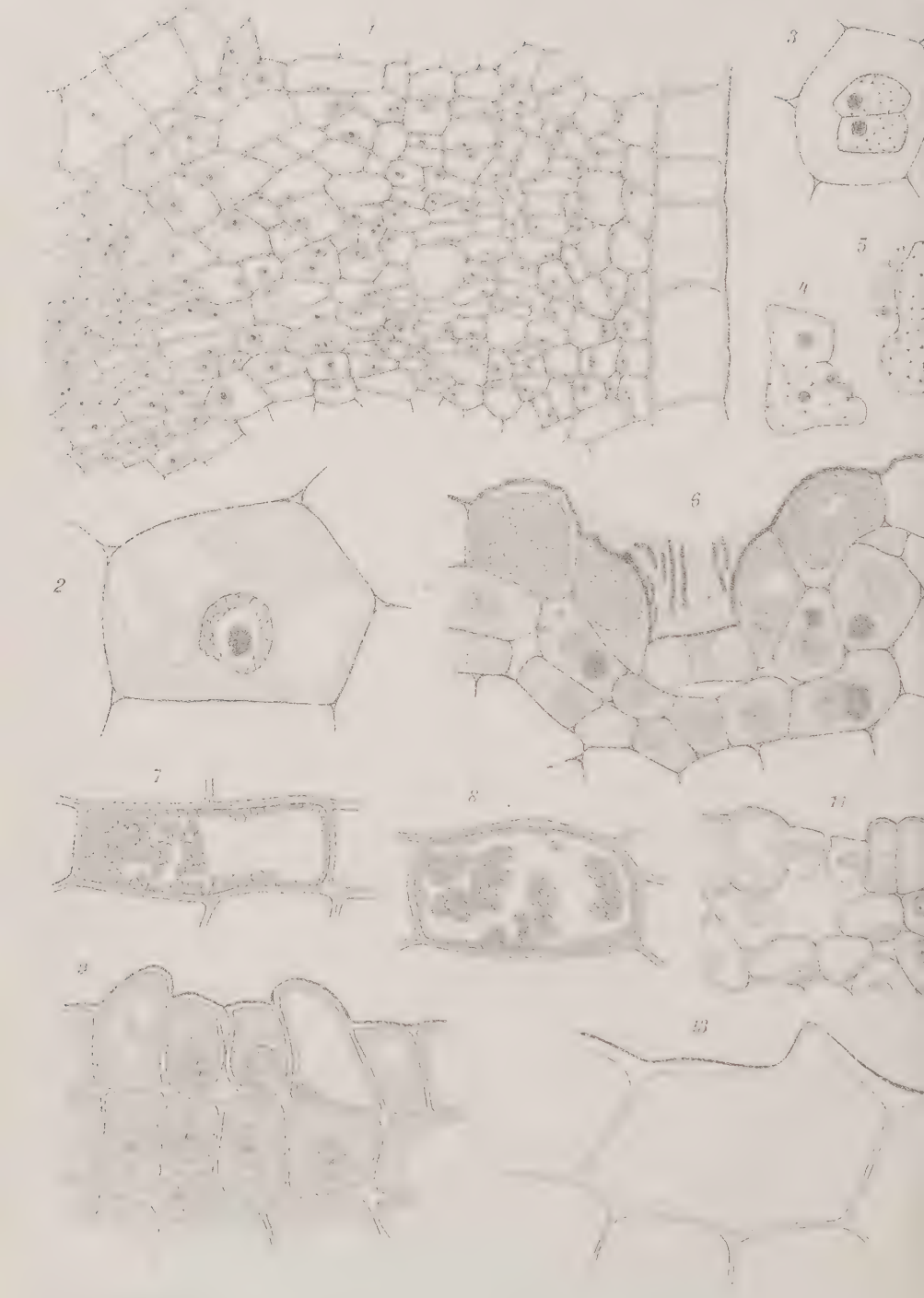
Literaturverzeichnis.

1. **Wilson, W.:** On the Cause of the Excretion of Water on the Surface of Nectaries. Untersuch. a. d. botan. Inst. zu Tübingen **1**. 1881. — 2. **Behrens, W.:** Die Nectarien der Blüten. Neue Flora **37**. 1879. — 3. **Schönichen, W.:** Biologie der Blütenpflanzen 1924. — 4. **Stadler, S.:** Beiträge zur Kenntnis der Nectarien und Biologie der Blüten. Diss. Zürich 1886. — 5. **Schönichen, W.:** Mikroskopisches Praktikum der Blütenbiologie 1922. — 6. **Hanstein, J.:** Anatomie der Nectarien. Sitzungsber. d. niederrhein. Ges. f. Natur- u. Heilk. zu Bonn **3**, III. 1873. — 7. **Nieuwenhuis, M.-v. Uexküll-Güldenband:** Secretionskanäle in den Cuticularschichten extrafloraler Nectarien. Recueil de travaux botan. néerlandais **5**, XI, 14. — 8. **Schniewind-Thies, J.:** Beiträge zur Kenntnis der Septalnectarien. Jena 1897. — 9. **Pfeffer, W.:** Osmotische Untersuchungen 1877. 223. — 10. **Haupt, H.:** Zur Secretionsmechanik der extrafloralen Nectarien. Diss. Leipzig 1902. — 11. **Büsgen:** Der Honigtau. Jenaische Zeitschr. f. Naturwiss. 1891. — 12. **Pfeffer, W.:** Secretion der Nectarien. Pflanzenphysiologie. 2. Aufl. **1**, 263. — 13. **Schimper, W.:** Die Wechselbeziehungen zwischen Pflanzen und Ameisen. Jena 1888. — 14. **Haberlandt, G.:** Sitzungsber. d. Akad. Wien, Mathem. naturwiss. Kl. I, **104**, 55. 1895. — 15. Ders.: Physiologische Pflanzenanatomie 1924. 473. — 16. **Benecke, W.:** Pflanzenphysiologie von Benecke und Jost 1924. — 17. **Haberlandt, G.:** Sitzungsber. d. Akad. Wien, Mathem.-naturwiss. Kl. I, **103**, 489. 1894.

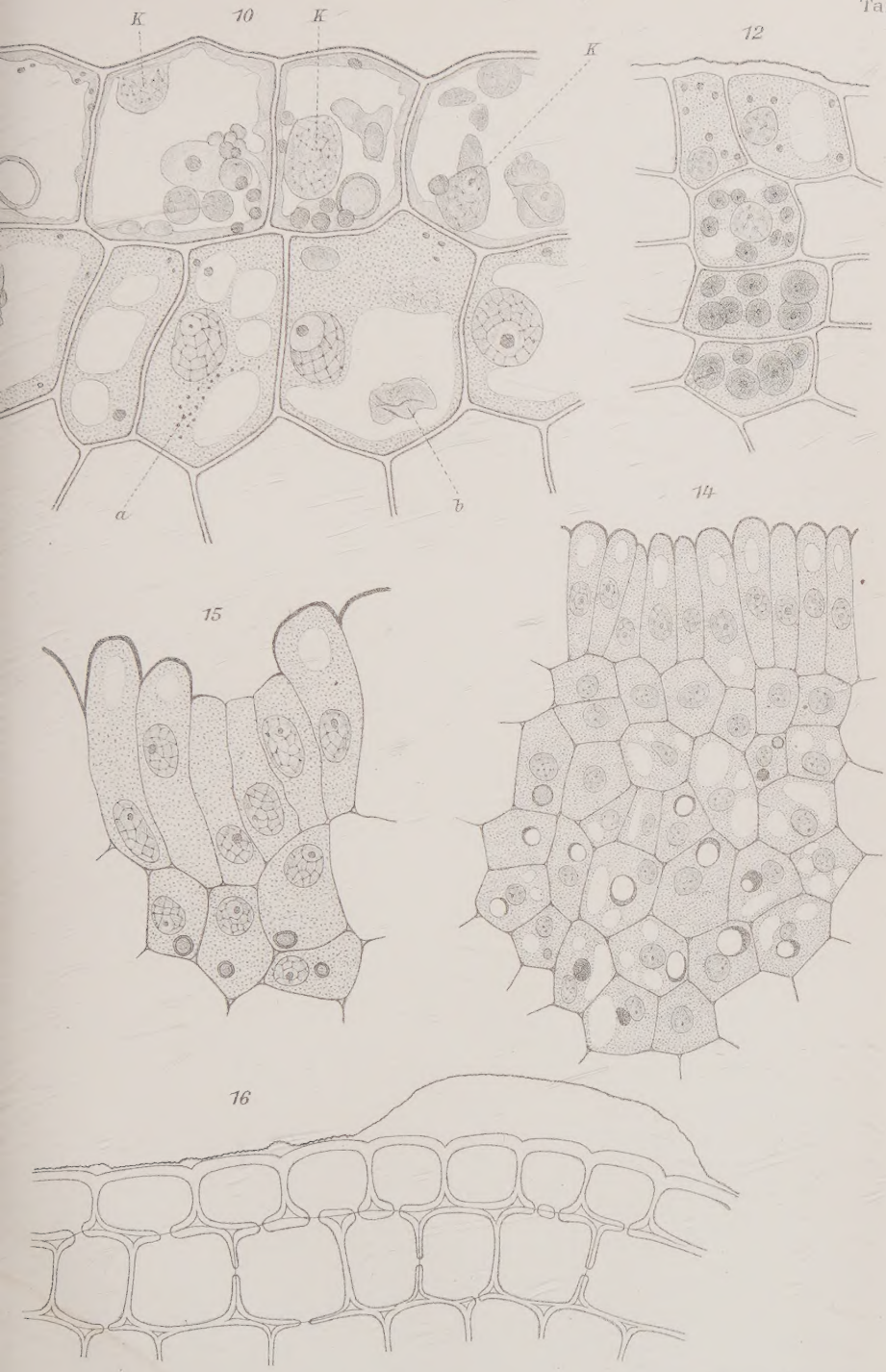
Erklärung der Abbildungen.

Tafel III.

Abb. 1. *Fuchsia gracilis.* Radialer Längsschnitt durch ein Nektarpolster.
Abb. 2. Zelle mit Zellkern und Vacuolen aus dem Saftgewebe.
Abb. 3—5. Verschiedene Kernbilder aus dem Saftgewebe.
Abb. 6. *Prunus laurocerasus.* Längsschnitt durch eine Saftspalte am Grunde einer Grube.
Abb. 7 u. 8. Zellen mit traubenähnlichen Inhaltskörpern aus einem Längsschnitt durch den Blütenbecher.
Abb. 9. *Ribes rubrum.* Querschnitt durch eine Saftspalte.
Abb. 10. *Atropa belladonna.* Teil aus einem Längsschnitt durch das Nectargewebe parallel zur Blütenachse. a = Körnige Bestandteile des Plasmas, k = Zellkerne, b = Geschrumpfte Gebilde.
Abb. 11. *Dictamus albus.* Teil aus dem Saftgewebe mit Saftspalte.
Abb. 12. *Lilium Martagon.* Teil aus dem Nektargewebe aus der Mitte der Furche.
Abb. 13. *Eranthis hiemalis.* Epidermiszelle mit papillöser Ausstülpung.
Abb. 14. *Euphorbia splendens.* Teil aus einem Schnitt durch ein Nectarium.
Abb. 15. Längsschnitt durch eine Saftgrube.
Abb. 16. *Galanthus nivalis.* Teil eines Längsschnittes durch den Discus mit abgehobener Cuticula.



Radtke, Blütennektarien.



Verlag von Julius Springer in Berlin.

Lebenslauf.

Ich, Fritz Radtke, wurde am 17. Oktober 1899 als Sohn des Apothekenbesitzers Robert Radtke und seiner Ehefrau Clara, geb. Janeck, zu Liska-Schaaken, Kreis Königsberg, Ostpr., geboren und im evangelischen Glauben erzogen. Meine Vorbildung genoß ich auf dem Gymnasium zu Stargard i Pom. Ostern 1917 trat ich mit dem Zeugnis für Unterprima als Praktikant in die Apotheke meines Vaters in Stargard ein und wurde am 15. Juni 1917 zum Heeresdienst eingezogen. Nach meiner Entlassung im April 1919 besuchte ich einen Kriegsabiturientenkursus in Stettin und bestand im Juni mein Abiturientenexamen. Darauf vollendete ich meine Praktikantenzeit in der Apotheke meines Vaters, bestand im Dezember 1920 meine pharmazeutische Vorprüfung und war dann als Assistent in Stargard und in Ohrdruff i. Thür. tätig. Im Oktober 1921 bezog ich die Universität Heidelberg, wo ich im November 1923 die pharmazeutische Staatsprüfung bestand. Meine Studien setzte ich in Rostock bis Juni 1925 und zwar vorzugsweise im Botanischen Institut unter Leitung von Herrn Professor Dr. H. v. Guttenberg fort.

Druck von Breitkopf & Härtel in Leipzig.